

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA

LA MOLINA

FACULTAD DE AGRONOMÍA



**“EXTRACTOS VEGETALES PARA EL CONTROL DEL NEMATODO
NODULADOR DE LA RAÍZ *Meloidogyne incognita*, Kofoid y White 1919,
Chitwood 1949”**

TESIS PARA OPTAR TÍTULO DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

EDGAR HUAMANI TICLLAHUANACO

LIMA – PERÚ

2022

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA

LA MOLINA

FACULTAD DE AGRONOMÍA

**“EXTRACTOS VEGETALES PARA EL CONTROL DEL
NEMATODO NODULADOR DE LA RAÍZ *Meloidogyne incognita*,
Kofoid y White 1919, Chitwood 1949”**

EDGAR HUAMANI TICLLAHUANACO

Tesis para optar título de:

INGENIERO AGRÓNOMO

Sustentado y aprobado por el siguiente jurado:

.....
Ing. M. S. Andrés Casas Díaz
PRESIDENTE

.....
Ing. Mg. Sc. Ángel Alfonso Palomo Herrera
ASESOR

.....
Ph. D. Walter Eduardo Apaza Tapia
MIEMBRO

.....
Ing. Mg. Sc. Medali Heidi Huarhua Zaquinaula
MIEMBRO

LIMA – PERÚ

2022

DEDICATORIA

Dedico esta tesis a mis madres Raquel y Clara, por su amor, consejos y educación para poder llegar a ser un profesional y una persona de bien.

A la organización “Aldeas infantiles S.O.S” por el apoyo económico para poder tener una excelente educación.

A mis hermanos que siempre estuvieron a mi lado apoyándome para cumplir mis sueños.

Y a mi amada esposa Berenice por su respaldo y apoyo en la culminación de mi tesis. Gracias por haberme dado una familia y a mi hermoso hijo Jonathan, que es la razón de mi vida y mi motivación para lograr mis metas.

AGRADECIMIENTO

Agradecimiento especial al Ing. Mg. Sc. German Joyo Coronado, por su apoyo durante todo el proceso de formación universitaria.

Al Ing. M. Sc. Ángel Alfonso Palomo Herrera y Ing. Luis Alejandro Saire Quispe, por su apoyo en la ejecución del presente trabajo de investigación, así como de su disposición para absolver mis dudas.

INDICE GENERAL

I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISION DE LITERATURA.....	3
2.1. Nematodo del nódulo (<i>Meloidogyne incognita</i>).....	3
2.1.1. Generalidades.....	3
2.1.2. Ubicación taxonómica	3
2.1.3. Parasitismo.....	4
2.1.4. Ciclo de vida	4
El ciclo de vida de <i>M. incognita</i> , es similar al de todas las especies de este género, sin embargo, la tasa de desarrollo varía de acuerdo al hospedante y condiciones ambientales como luminosidad, temperatura, altitud, pH (Cepeda 1996, Christie 1970, CATIE, citado por Revelo, 2007). En la figura 1 se puede observar el ciclo de vida de <i>Meloidogyne</i> spp.	4
2.1.5. Sintomatología.....	6
2.1.6. Factores que influyen en su desarrollo	6
2.1.7. Control	7
2.2. Descripción de las especies evaluadas	9
2.2.1. <i>Lupinus mutabilis</i> S.	9
2.2.2. Higuera	10
2.2.3. <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.....	10
2.2.4. <i>Chenopodium ambrosioides</i> L.....	12
2.2.5. <i>Nerium oleander</i> L.....	13
2.2.6. <i>Brugmansia arborea</i> L.....	13
2.2.7. <i>Brassica oleracea</i> var. <i>italica</i>	13
III. MATERIALES Y METODOS.....	15
3.1. Pruebas in vitro.....	15
3.1.1. Obtención del inóculo de <i>Meloidogyne incognita</i>	15
3.1.2. Obtención de los extractos acuoso.....	16
3.1.3. Metodología para evaluar el efecto de los extractos naturales en laboratorio	16
3.1.4. Pruebas de eclosión de huevos.....	18
3.1.5. Prueba de movimiento de juveniles del segundo estado.....	18
3.1.6. Diseño experimental	19

3.2.	Prueba de invernadero	19
3.2.1.	Tratamientos	19
3.2.2.	Procedimiento	20
3.2.3.	Evaluación	21
3.2.4.	Diseño experimental	23
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	24
4.1.	Ensayo <i>in vitro</i>	24
4.1.1.	Prueba de eclosión de huevos dentro en la ooteca de <i>M. incognita</i>	24
4.1.2.	Prueba de eclosión de huevos de <i>M. incognita</i> fuera de la ooteca.....	30
4.1.3.	Prueba de movilidad de <i>M. incognita</i>	36
4.2	Prueba en invernadero	43
4.2.1	Peso fresco de la parte área	44
4.2.2	Peso seco de la parte área.....	46
4.2.3	Altura de la planta.....	48
4.2.4	Peso fresco de la raíz	50
4.2.5	Grado de nodulación Zeck	51
4.2.6	Grado de nodulación PIM.....	53
4.2.7	Numero de J ₂ /100 g de suelo	53
4.2.8	Numero de J ₂ y huevos por gramo de raíz	54
4.2.9	Población al final de ensayo	56
4.2.10	Tasa de reproducción	57
4.2.11	Resumen de resultados de las pruebas en invernadero	58
V.	CONCLUSIONES.....	61
VI.	RECOMENDACIONES.....	62
VII.	BIBLIOGRAFIA.....	63
VIII.	ANEXOS.....	70

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Especies vegetales a las que se probó su efecto sobre la actividad de nematodos.....	16
Tabla 2. Tratamientos usados en el experimento in vitro.....	17
Tabla 3. Tratamientos utilizados en la prueba de invernadero	20
Tabla 4. Comparación de medias de Duncan del número de J2 eclosionados dentro de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\log(x+1)$) a la concentración de 500 ppm.....	26
Tabla 5. Comparación de medias de Duncan del número de J2 eclosionados dentro de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\log(x+1)$) a la concentración de 700 ppm.....	27
Tabla 6. Comparación de medias de Duncan del número de J2 eclosionados dentro de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\log(x+1)$) a la concentración de 1000 ppm.....	28
Tabla 7. Comparación de medias de Duncan del porcentaje de J2 eclosionados fuera de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\sqrt{x+1}$) a la concentración de 500 ppm.....	32
Tabla 8. Comparación de medias de Duncan del porcentaje de J2 eclosionados fuera de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\sqrt{x+1}$) a la concentración de 700 ppm.....	33
Tabla 9. Comparación de medias de Duncan del número de J2 eclosionados fuera de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\log\sqrt{x+1}$) a la concentración de 1000 ppm.....	34
Tabla 10. Comparación de medias de Duncan del número de J2 móviles después de ser expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\log\sqrt{x+1}$) a la concentración de 500 ppm	38
Tabla 11. Comparación de medias de Duncan del número de J2 eclosionados dentro de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\sqrt{x+1}$) a la concentración de 700 ppm.....	39
Tabla 12. Comparación de medias de Duncan del número de J2 eclosionados dentro de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\sqrt{x+1}$) a la concentración de 1000 ppm.....	41
Tabla 13. Comparación de medias de Duncan sobre el peso fresco de la parte aérea en el control de <i>Meloidogyne incognita</i>	45

Tabla 14. Comparación de medias de Duncan sobre el peso seco de la parte aérea en el control de <i>Meloidogyne incognita</i>	47
Tabla 15. Comparación de Duncan sobre la altura de planta en el control de <i>Meloidogyne incognita</i>	49
Tabla 16. Comparación de medias de Duncan sobre el peso fresco de raíz en el control de <i>Meloidogyne incognita</i>	50
Tabla 17. Comparación de Duncan sobre el grado de nodulación usando la escala ZECK en el control de <i>Meloidogyne incognita</i>	52
Tabla 18. Grado de nodulación usando la escala PIM para el control de <i>Meloidogyne incognita</i>	53
Tabla 19. Comparación de medias de Duncan sobre la población de suelo de <i>Meloidogyne incognita</i>	54
Tabla 20. Comparación de medias Duncan sobre la población en la raíz de <i>Meloidogyne incognita</i>	55
Tabla 21. Comparación de medias de Duncan sobre la población final de <i>Meloidogyne incognita</i>	56
Tabla 22. Comparación de medias de Duncan sobre la tasa de reproducción de <i>Meloidogyne incognita</i>	58
Tabla 23. Resumen de resultados obtenidos en las evaluaciones de invernadero	60

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Diagrama del ciclo de vida de <i>Meloidogyne</i>	5
Figura 2. Escala grafica de nodulación según Zeck (1971).....	22
Figura 3. Efecto a diferentes concentraciones de los extractos vegetales para el control de <i>Meloidogyne incognita</i> en la prueba de eclosión de huevos dentro de la masa mucilaginosa.....	25
Figura 4. Numero de huevos de <i>Meloidogyne incognita</i> de afectados que recuperaron su eclosión después de colocar la ooteca en agua destilada	29
Figura 5. Efecto a diferentes concentraciones de los extractos vegetales para el control de <i>Meloidogyne incognita</i> en la prueba de eclosión de huevos fuera de la masa mucilaginosa.....	31
Figura 6. Porcentaje de huevos de <i>Meloidogyne incognita</i> fuera de la masa mucilaginosa que se encontraron muertos, afectado y no afectados tras la exposición a los tratamientos	34
Figura 7. Efecto a diferentes concentraciones de los extractos vegetales para el control de <i>Meloidogyne incognita</i> en la prueba movilidad de J ₂	37
Figura 8. Porcentaje de J ₂ de <i>Meloidogyne incognita</i> no afectados, afectados y muertos tras la exposición a los tratamientos	42
Figura 9. Efecto de diferentes extractos vegetales y su concentración sobre el peso fresco de la parte aérea en el control de <i>Meloidogyne incognita</i>	45
Figura 10. Efecto de diferentes extractos vegetales y su concentración sobre el peso seco de la parte aérea en el control de <i>Meloidogyne incognita</i>	47
Figura 11. Efecto de diferentes extractos vegetales sobre la altura de planta en el control de <i>Meloidogyne incognita</i>	49
Figura 12. Efecto de diferentes extractos vegetales y su concentración sobre el peso fresco de raíz en el control de <i>Meloidogyne incognita</i>	51
Figura 13. Efecto de diferentes extractos vegetales y su concentración sobre el grado de nodulación usando la escala ZECK en el control de <i>Meloidogyne incognita</i>	52
Figura 14. Efecto de diferentes extractos vegetales y la concentración sobre la tasa de reproducción de <i>Meloidogyne incognita</i>	58

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Análisis de varianza sobre número de huevos eclosionados en la ooteca de <i>M. incognita</i> expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\log(x+1)$). A una concentración de 500 ppm.....	70
Anexo 2. Análisis de varianza sobre número de huevos eclosionados en la ooteca de <i>M. incognita</i> expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\log(x+1)$) a una concentración de 700 ppm.....	70
Anexo 3. Análisis de varianza sobre número de huevos eclosionados en la ooteca de <i>M. incognita</i> expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\log(x+1)$) a una concentración de 1000 ppm.....	71
Anexo 4. Análisis de varianza sobre número de huevos eclosionados fuera de la ooteca de <i>M. incognita</i> expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\sqrt{x+1}$) a una concentración de 500 ppm.....	71
Anexo 5. Análisis de varianza sobre número de huevos eclosionados fuera de la ooteca de <i>M. incognita</i> expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\sqrt{x+1}$) a una concentración de 700 ppm.....	71
Anexo 6. Análisis de varianza sobre número de huevos eclosionados fuera de la ooteca de <i>M. incognita</i> expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\sqrt{x+1}$) a una concentración de 1000 ppm.....	72
Anexo 7. Análisis de varianza sobre número de J2 móviles de <i>M. incognita</i> expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\sqrt{x+1}$) a una concentración de 500 ppm ...	72
Anexo 8. Análisis de varianza sobre número de J2 móviles de <i>M. incognita</i> expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\sqrt{x+1}$) a una concentración de 700 ppm ...	72
Anexo 9. Análisis de varianza sobre número de J2 móviles de <i>M. incognita</i> expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\sqrt{x+1}$) a una concentración de 1000 ppm .	73
Anexo 10. Análisis de varianza del peso fresco de la parte aérea de tomate expuestos a los tratamientos.....	73
Anexo 11. Análisis de varianza del peso seco de la parte aérea de tomate expuestos a los tratamientos.	73
Anexo 12. Análisis de varianza altura parte aérea de tomate expuestos a los tratamientos	74
Anexo 13. Análisis de varianza del peso fresco de la raíz de tomate expuestos a los tratamientos	74
Anexo 14. Análisis de varianza del grado de nodulación de las raíces ZECK	74

Anexo 15. Análisis de varianza del grado de nodulación de las raíces PIM.....	75
Anexo 16. Análisis de varianza de la población de J2/100 cc de suelo expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\sqrt{(x+1)}$)	75
Anexo 17. Análisis de varianza de la población de J2/g de raíz de la planta de tomate al ser expuesta a los tratamientos (Datos transformados $\sqrt{(x+1)}$)	75
Anexo 18. Análisis de varianza de la población total final en los tratamientos (Datos transformados $\sqrt{(x+1)}$).....	76
Anexo 19. Análisis de varianza de tasa de reproducción	76
Anexo 20. Datos reales de la prueba de eclosión de huevos dentro de la masa mucilaginosa	77
Anexo 21. Datos reales de la prueba de eclosión de huevos fuera de la masa mucilaginosa	79
Anexo 22. Datos reales de la prueba de movilidad de J2.....	81
Anexo 23. Datos reales de los parámetros de invernadero.....	83

RESUMEN

Se evaluaron los extractos acuosos de *Lupinus mutabilis*, *Ricinus communis*, *Chenopodium quinoa*, *Nerium oleander*, *Chenopodium ambrosioides*, *Brassica oleracea* var. *italica* y *Brugmansia arborea* a tres concentraciones para el control de *Meloidogyne incognita*. La investigación se realizó a nivel de laboratorio e invernadero en el departamento de Nematología de la Universidad Nacional Agraria la Molina, con un diseño completamente al azar. En la fase en laboratorio se evaluó el efecto sobre la eclosión de huevos dentro y fuera de la ooteca y movimiento de los juveniles de segundo estadio de *Meloidogyne incognita*. Los resultados muestran que los mejores tratamientos fueron el testigo químico (Oxamyl), el Tarwi y Quinoa. En base a esto se realizó la prueba de invernadero en la cual se inoculó 20 000 huevos de *Meloidogyne incognita* sobre plántulas de tomate sembradas en macetas de un kilogramo y luego se evaluó los parámetros: altura de la parte aérea, peso de la raíz, peso fresco y seco de la parte aérea, grado de nodulación, población en la raíz, población en el suelo, población total y la tasa de reproducción. El mejor tratamiento a nivel de invernadero fue el Tarwi 5000 ppm en los parámetros de peso seco y fresco de follaje, siendo estadísticamente similar al testigo químico. Esto se debe a sus compuestos tóxicos que inhiben el movimiento, la eclosión dentro y fuera de la ooteca como se ve en la tasa de reproducción de 0.17 siendo estadísticamente similar al testigo químico.

Palabras claves: *M. incognita*; extractos vegetales; nematocida; eclosión; movimiento; supervivencia.

SUMMARY

Aqueous extracts of *Lupinus mutabilis*, *Ricinus communis*, *Chenopodium quinoa*, *Nerium oleander*, *Chenopodium ambrosioides*, *Brassica oleracea* var. *italica* and *Brugmansia arborea* at three concentrations for the control of *Meloidogyne incognita* were assessed. The research was conducted in laboratory and greenhouse in the Nematology department of the Universidad Nacional Agraria la Molina, with a completely randomized design. In the laboratory phase, the effect on the hatching of eggs inside and outside the ootheca and movement of the second instar juveniles of *Meloidogyne incognita* were evaluated. The results show that the best treatments were the chemical control (Oxamyl), Tarwi and Quinoa. Based on this, the greenhouse test was carried out in which 20,000 *Meloidogyne incognita* eggs were inoculated on tomato seedlings sown in one-kilogram pots and then the parameters were evaluated: height of the aerial part, weight of the root, fresh and dry weight of the aerial part, degree of nodulation, population in the root, population in the soil, total population and reproduction rate. The best treatment at the greenhouse level was Tarwi 5000 ppm in the parameters of dry and fresh weight of foliage, being statistically similar to the chemical control. This is due to its toxic compounds that inhibit movement, hatching in and out of the ootheca as seen in the reproduction rate of 0.17 being statistically similar to the chemical control.

Keywords: *M. incognita*; vegetable extracts; nematicide; hatching; movement; survival.

I. INTRODUCCIÓN

A nivel mundial las pérdidas económicas causadas por los nematodos parásitos de plantas son preocupantes. En la agricultura mundial las pérdidas están estimadas en más de US\$ 80 mil millones por año (Agrios, 2005) y se considera que provocan una pérdida superior al 10 por ciento de la producción mundial. Además, aproximadamente un tercio de las pérdidas en el rendimiento de un cultivo son atribuidas a plagas y enfermedades como los nematodos (Whitehead, 1998).

El género *Meloidogyne* es considerado el nematodo más importante a nivel mundial, esta causa pérdidas anuales en América Latina del 15 por ciento y en los países desarrollados del 9 por ciento. (Sasser y Freckmman ,1987). En el Perú, el género *Meloidogyne* es el más importante nematodo que afecta a los cultivos, se le conoce como “nematodo del nódulo de la raíz”, es polífago y se le puede encontrar en la costa, selva y sierra; como Huanta y Huánuco (Canto-Sáenz, 2014). Además, se ha reportado y detectado en la costa norte del Perú especies de *Meloidogyne etiópica* que causan pérdidas en la producción hasta más de un 50 por ciento en algunos cultivos como esparrago. (Murga *et al.*, 1997)

En Perú, se realizó un estudio de reconocimiento de nematodos parásitos de plantas, encontrando 33 especies agrupados en 14 géneros, siendo el género *Meloidogyne*, el más difundido y de mayor importancia económica en la costa y selva del país (Krusberg *et al.*, 1957)

Para controlar a *M. incognita* se debe realizar un programa integrado para el control de nematodos, el cual tiene como objetivo mantener la densidad debajo del umbral de daño económico utilizando varias estrategias de control (Coyne *et al.*, 2009).

Es importante innovar en nuevas medidas de control para los nematodos que pueda ser empleado por los pequeños agricultores, los productores orgánicos y en la agroindustria.

Según el IV censo nacional agropecuario, realizada en el 2012 de todas las unidades agropecuarias del país el 81,8 por ciento tiene una extensión menor de cinco hectáreas, dedicadas a la agricultura familiar. Así mismo, debido a su poca información técnica de los productores en el manejo de plagas y enfermedades, se ven obligados a abusar de los plaguicidas. Estos tienen efectos negativos en la salud humana, los ecosistemas agrícolas (ejemplo, los insectos beneficiosos) y el medio ambiente. (Ogusuku et al., 2008).

Por otro lado, la agricultura orgánica (es decir, sin aplicación de productos sintéticos) es un mercado “nicho” que crece cada vez más rápido en los países desarrollados. En la década de 1990, era uno de los mercados con mayor crecimiento en la agricultura de los Estados Unidos y Europa (Ogusuku *et al.*, 2008). Por consiguiente, muchos agricultores en el Perú han extendido las áreas dedicadas a la producción orgánica para cubrir este mercado. Al no poder usar plaguicidas deben integrar métodos de control para reducir la población de nematodos.

A si mimo el crecimiento de la agroindustria en nuestro país ha crecido, a razón de las ventanas comerciales que se tiene. Esto ha permitido exportar tanto productos tradicionales como no tradicionales, sin embargo, muchos países tienen regulaciones sanitarias que obligan a utilizar ciertos productos químicos que no afecten el medio ambiente, ni la salud humana.

Por tanto, la necesidad de buscar nuevos mecanismos de control para la agricultura familiar, agricultura orgánica y la agroindustria se justifica la realización del presente estudio, el cual permitirá conocer la eficiencia del uso de extractos vegetales para el control de *M. incognita* en el campo.

Objetivo general

- Evaluar el efecto de extractos vegetales sobre *Meloidogyne incognita*

Objetivos específicos

- Determinar la efectividad de los extractos vegetales sobre el comportamiento de *Meloidogyne incognita* a nivel de laboratorio
- Determinar la efectividad de los extractos vegetales sobre la tasa de reproducción de *Meloidogyne incognita* en tomate a nivel de invernadero.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Nematodo del nódulo (*Meloidogyne incognita*)

2.1.1. Generalidades

Los nematodos fitoparásitos son animales multicelulares, generalmente microscópicos, que poseen los principales sistemas fisiológicos de los organismos superiores con excepción del respiratorio y circulatorio. En general, tiene forma de gusano delgado, cilíndrico y alargado, con el diámetro reducido en los extremos. Las hembras son más grandes que los machos. Los nematodos no son segmentados; están protegidos por una cutícula acelular, transparente y semipermeable de proteínas, lípidos y carbohidratos. Estos organismos requieren un medioambiente húmedo, aunque pueden encontrarse en casi todo tipo de ambiente ecológico, invaden tallos, hojas, semillas, las raíces, bulbo, tubérculos y cormos (Román y Acosta, 1984).

El género *Meloidogyne* spp., según Sasser y Freckmman (1987), es el de mayor importancia económica a nivel mundial debido a que genera pérdidas anuales en América Latina del 15 por ciento. Esto se debe a su amplia distribución a nivel mundial, se encuentra en zonas intertropicales, regiones templadas –cálidas y regiones tropicales. Posee un rango amplio de hospederos, aproximadamente más de 2000 especies vegetales (Taylor y Sasser ,1983).

En el Perú este género está presente en todos los valles de la costa y es un problema en muchos cultivos como algodón, cucurbitáceas, tomate, fríjol, pallar, hortalizas, papa, maíz, frutales de hueso, plátano y otros cultivos de menor importancia (Beingolea, 1971).

2.1.2. Ubicación taxonómica

La clasificación taxonómica de *M. incognita* es la siguiente.

Clase. Secernentea, Von Linstow 1950, Dougherty 1958.

Orden. Tylenchida, Thorne 1949.

Suborden. Tylenchina, Chitwood 1950.

Superfamilia. Tylenchoidea, Orley 1880.

Familia. Heteroderidae filipjev, schuurmans Stekhoven 1941.

Subfamilia. Meloidogyninae, Skarbilovich 1959.

Género. Meloidogyne, Goeldi 1892.

Especie. *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White, 1919), Chitwood, 1949.

2.1.3. Parasitismo

La especie *M. incognita* es un parasito obligado o biotrofo (Taylor & Sasser, 1983), es decir se alimenta de células vivas. También es un endoparásito sedentario de la parte subterránea (Canto-Sáenz, 2014).

2.1.4. Ciclo de vida

El ciclo de vida de *M. incognita*, es similar al de todas las especies de este género, sin embargo, la tasa de desarrollo varía de acuerdo al hospedante y condiciones ambientales como luminosidad, temperatura, altitud, pH (Cepeda 1996, Christie 1970, CATIE, citado por Revelo, 2007). En la figura 1 se puede observar el ciclo de vida de *Meloidogyne* spp.

El ciclo de vida empieza con un huevo que es depositado en un saco gelatinoso de huevos o en el suelo por una hembra que está parcialmente o completamente incrustada en una raíz del hospedero. Poco después empieza la embriogénesis, hasta que se observa una juvenil completamente desarrollada dentro del huevo, este es el primer estado J 1 (Taylor y Sasser, 1983).

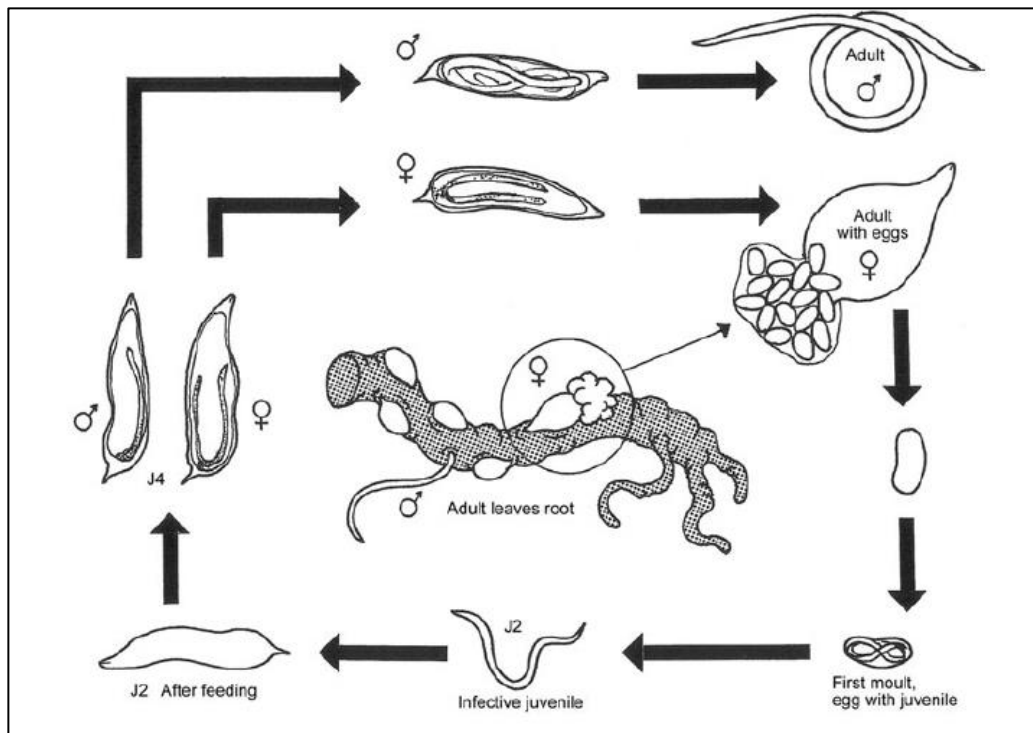
El juvenil del segundo estado que ha emergido, puede dejar o no inmediatamente la masa de huevos. Después, el juvenil, se mueve a través del suelo en busca de una raíz de la cual alimentarse. Luego, guiado por exudados radiculares, se va desplazando directamente hacia la punta de ésta (Taylor y Sasser, 1978), el juvenil del segundo estado entra a la raíz generalmente por la zona meristemática e introduce su cabeza en el cilindro central en desarrollo. Por medio de su estilete se alimentan de las células en el cilindro vascular ocasionando hiperplasia y células gigantes generando agallas conspicuas (Cepeda, 1996)

Dentro de la raíz ocurre la tercera muda dando origen al tercer estado juvenil (J3) en la cual es posible distinguirlo ya como macho o hembra. En el cuarto estado (J4) sufre una última muda el macho adulto emerge de la raíz y tiene aspecto vermiforme, mientras que, la hembra

aumenta en grosor y longitud, tiene forma de pera y continúa hinchándose ya sea fecundada o no por el macho (Agrios, 2005).

La hembra que continúa su desarrollo en el tejido vegetal aumenta su diámetro corporal. Si la planta es un hospedero adecuado y si el clima es templado, las hembras comienzan a depositar huevos después de 20 a 30 días de haber penetrado como juvenil. La hembra secreta una sustancia gelatinosa y deposita los huevos sobre la misma, para unirlos y protegerlos (Christie, 1974).

La reproducción es principalmente mediante partenogénesis. En la especie *Meloidogyne* incognita, el macho no participa en la reproducción (Sasser y Carter, 1985).



El tercer estado juvenil no está ilustrado. J₂, segundo estado juvenil; J₄, cuarto estado juvenil (Karse *et al.*, 2009).

Figura 1: Diagrama del ciclo de vida de *Meloidogyne*

2.1.5. Sintomatología

M. incognita causa síntomas directos en la parte radicular, sin embargo, a altas densidades causan síntomas no específicos, es decir producen daños indirectos en la parte aérea (Canto-Sáenz, 2014).

La larva del segundo estado al penetrar por la raíz, con su estilete perfora la pared celular e inyecta secreciones de su glándula esofágica. Esto da lugar a la formación de células gigantes y al agrandamiento de células formando nódulos (Taylor y Sasser, 1983). En el caso de *M. incognita* los nódulos son grandes que se confluyen, sin embargo, puede confundirse con modulaciones causadas por bacterias, otros géneros de nematodos (*Nacobbus*, *Hemicycliophora* y *Xhipinema*), por tanto, para descartar se debe ver el signo (Canto-Sáenz, 2014). Otros síntomas son lesiones necróticas y escoba de bruja.

Al afectar las raíces, estas son más cortas y por consiguiente no hay una asimilación de agua y nutrientes ocasionando síntomas no específicos como pobre crecimiento, marchitez de la planta, necrosis de las hojas y aumenta la predisposición de la planta por patógenos secundarios.

2.1.6. Factores que influyen en su desarrollo

La temperatura, la humedad, la porosidad del suelo, la disponibilidad de oxígeno y la presencia de toxinas, pueden limitar o detener el movimiento, el desarrollo y la eclosión de huevos de los nematodos del nódulo de la raíz (Curtis *et al.*, 2009; Evans y Perry, 2009; Wallace, citado por Taylor y Sasser 1987).

Al respecto, Según Hernández *et al.* (2012), al evaluar el ciclo de vida de *Meloidogyne incognita* a una temperatura de 18 -21 °C determino que el ciclo dura 24 días, concluyendo que hay una relación directa entre la temperatura y el ciclo de vida.

A temperaturas entre 27.5 °C a 30 °C las hembras se desarrollan de la etapa juvenil a la etapa de deposición de huevos en 17 días; a 24.5 °C en 21 a 30 días; a 20 °C en 31 días; y a 15.4 °C en 57 días. A temperaturas inferiores a 15.4 °C o superiores a 33.5 °C las hembras no llegan a alcanzar su madurez (Taylor y Sasser, 1983).

Además, las temperaturas extremas u otras condiciones ambientales adversas, pueden dar lugar a la formación de machos por inversión sexual. Estos machos raramente inseminan hembras, e incluso cuando lo hacen, una división mitótica en el ovocito inicia la embriogénesis sin fusión con el núcleo de espermatozoide (Chitwood y Perry, 2009).

Asimismo, se sostiene que la humedad del suelo es el segundo factor importante para las especies de este género, ya que éstas dependen del agua del suelo para que su ciclo de vida sea completado. La textura del suelo es el tercer factor importante, ya que existen muchos reportes que la asocian a la distribución y severidad de los síntomas producidos por estos nematodos. La falta de oxígeno en suelos muy húmedos, puede inhibir la emergencia de los juveniles y hacer más lento el movimiento de éstos (Evans y Perry, 2009).

2.1.7. Control

El control de enfermedades no debe estar basado únicamente en la aplicación de productos químicos, sino que estos deben ser un complemento de otras medidas posibles de utilizar. Entonces se desarrolla el concepto de MIP (manejo integrado de plagas), el cual consiste en el desarrollo, implementación y uso de las estrategias de control de plagas, teniendo en consideración resultados favorables para el medio ambiente, este concepto se extendido no solo para las plagas sino también para las enfermedades.

La filosofía actual en torno al control de nematodos se basa en sistemas de manejo integrado, cuyo objetivo supremo consiste en la dependencia mínima de compuestos químicos mediante la utilización de otros métodos en forma combinada. Como alternativas tenemos al control físico, cultural, químico y biológico, sin embargo, el combate de nematodos no es sencillo porque su eficacia depende de la identificación correcta del organismo a controlarse, del cultivo afectado, de un conocimiento de la fisiología y biología de ambos organismos (plantas y nematodos), y de los factores medio ambientales asociados con las expresiones de los síntomas (Román y Acosta, 1984). Por último, se debe tener en cuenta el factor económico con el fin de establecer la viabilidad y rentabilidad del manejo (Bello *et al.*, 1996).

a) Control físico

Los factores ambientales usados para bajar la población de nematodos son: (a) Temperatura, la alta temperatura en forma de calor; (b) Luz, por medio de la solarización; (c) Agua, se

puede usar la sequedad o el anegamiento; (d) electricidad, al generar calor puede tener un efecto sobre los nematodos (Canto-Sáenz, 2014).

b) Control cultural

Consiste en estrategias de gestión basadas en el manejo del cultivo que llevan a la reducción de plagas. Como, por ejemplo. (a) araduras profundas; (b) aporque alto;(c) descanso del terreno por largos periodo de tiempo;(d) abonamiento e incorporación de materia orgánica;(e) una fertilización balanceada;(f) evitar la diseminación de los nematodos a otros campos (Canto-Sáenz, 2014).

c) Control Químico

Es el uso de cualquier sustancia química para disminuir la población plaga, este método es el más utilizado y posiblemente la única alternativa que nos puede disminuir la población inmediatamente. Para el control de nematodos se usan nemátocida de dos tipos los fumigantes y los compuestos no volátiles. Los fumigantes son volátiles como el bromuro de metilo, cloropicrina. Los compuestos no volátiles incluyen los organofosforados y carbamátos (Canto-Sáenz, 2014; Bello *et al.*, 1996).

Se define biopesticidas como cualquier pesticida de origen biológico; es decir todo producto para la protección de los vegetales que no se ha obtenido vía química (Reganault *et al.* 2004). Por consiguiente, la obtención de metabolitos secundarios por medio de extractos acuosos, permite tener una herramienta para el control de diferentes plagas.

Los extractos vegetales se han definido como un concentrado obtenido por tratamientos de productos vegetales con solventes apropiados, Tales como agua, etanol o éter, de elementos solubles, constituidos por una mezcla de principios activos y sustancias inertes que se producen de la totalidad o de una parte de una planta fresca o seca (Ruiz y Susunaga, 2000). Este extracto tiene efectos sobre insectos, hongos, nematodos y malezas (Reganault *et al.* 2004).

d) Control Biológico

El control consiste en el uso de enemigos naturales para el control de nematodos, Estos pueden ser depredadores, que los matan y se los comen, como hongos y otros nematodos, o parásitos que viven a expensas suyas causando su muerte paulatina, entre los que se pueden mencionar virus, protozoos, bacterias y hongos (Taylor y Sasser, 1983). También se

considera algunas prácticas como la utilización de plantas trampa, rotación de cultivos y plantas antagónicas (Canto-Sáenz, 2014).

2.2. Descripción de las especies evaluadas

Existen una cantidad diversa de plantas con propiedades antagónicas contra plagas y enfermedades nativas del país e introducidas el cual se puede encontrar muy fácilmente en el Perú. A continuación, se dan a conocer algunas aplicaciones de las plantas en interés.

2.2.1. *Lupinus mutabilis* S.

Lupinus mutabilis Sweet es una leguminosa oriunda de los Andes Sudamericanos, en el Perú se le conoce como Tarwi o chocho. Se siembra en la sierra peruana entre los 2800 a 3900 m.s.n.m. (Chavez y Untied ,1979). Sus semillas son usadas en la alimentación humana, debido a su alto contenido de proteínas y aceites por esto es el alimento preferido de los pobladores alto andinos.

Para el consumo es necesario someter a la semilla a un proceso de desamargamiento, lo cual se lleva a cabo colocando la semilla en agua corriente, en pozo o en el mar (Bleitgen, citado Camacho y Uribe, 1995). Debido a los alcaloides presentes en la semilla, los cuales son sustancias nitrogenadas que poseen anillos quinolizidinicos sintetizados a partir de lisina, habiéndose determinado por diversos métodos los siguientes. lupina, lupanina, hidroxolupanina, esparteína, termopsin, angustifolina (Ortega et al., 2010; Camacho y Uribe ,1995).

El agua de tarwi se utiliza como biocida puesto que controla plagas de muchos cultivos nativos. Es un excelente repelente de insectos, controla pulgones, trips y la pulguilla saltona de la papa (*Epitrix subcrinita*), así como al gorgojo de los Andes en el cultivo de papa (*Premnotripes solani*). El agua hervida del tarwi amargo es utilizado como repelente de distintas plagas que atacan al cultivo de papa, oca y habas, tales como chupadores, perforados y principalmente al gorgojo de los Andes que ataca a los tubérculos de papa (siendo repelente para los insectos) (Jacobsen y Mujica, 2006).

Velásquez (2013), realizo una investigación sobre los efectos de los triturados vegetales tarwi al 40% para el control de *Nacobbus* spp. in vitro y determino que tuvo un efecto sobre

la mortalidad con un 96.7% de mortalidad a los 15 minutos y a los 30 minutos llego a matar al 100% de nematodos.

2.2.2. Higuierilla

Ricinus communis, pertenece a la familia Euphorbiaceae, en el Perú crece en los campos de forma espontánea y recibe el nombre común de Higuierilla, sin embargo, de sus semillas, se extrae el aceite de ricino, el cual posee características químicas que lo califican como el único ácido graso (ácido ricinoleico) que es soluble en alcohol a baja temperatura.

Se conoce que sus semillas son venenosas por la presencia de metabolitos secundarios como albúminas, ricina, y alcaloides, ricinina, que son utilizados como nematocidas e insecticida para el control de plagas en los cultivos (Topping *et al.*, 1982). Además, la ricina y la ricinusaglutinina, tienen la capacidad para adherirse fuertemente a los anfidios de los nematodos fitoparásitos como *Meloidogyne* spp. Goeldi, que forma nudos o agallas en el sistema radical, y modificar así su comportamiento quimiotáctico (Marbán *et al.*, Citado por Arboleda *et al.*, 2012).

Los extractos de fruto verde de *R. communis*, preparados con 50 gr fruto en 200 mL de agua destilada a concentraciones de 32, 64 y 100 por ciento inducen 98.9, 98.9 y 100 por ciento de mortalidad de *M. incognita*, respectivamente, después de 72 h. Por lo tanto, parece poseer la mayor concentración de metabolitos secundarios según Vinueza *et al.* (2006).

Al respecto, Arboleda *et al.* (2012) observo que los extractos cetónicos de frutos, raíces y hojas de higuierilla en la concentración de 100 por ciento, tuvieron un efecto nematocida entre 73 y 89 por ciento, sin diferencias estadísticas significativas al testigo químico que tuvo valores entre 82 y 98 por ciento; estos tratamientos presentaron diferencias estadísticas significativas con el testigo agua que presentó valores menores entre 0,7 y 12 por ciento.

2.2.3. *Chenopodium quinoa* Willd.

La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) pertenece al género *Chenopodium*, familia Chenopodiaceae. Se encuentra distribuido en todos los andes tanto en Perú, Bolivia y Chile, sin embargo, Actualmente se tiene cultivos en la costa del Perú, obteniendo buenos resultados en la producción. La parte comestible es la semilla, la cual se considera

pseudosemilla oleaginosa debido a su alto contenido de grasa, y otras veces, un pseudocereal debido a su apariencia semejante a un grano (Vega y Guillermo, 2010).

Cantidad de proteínas y la calidad presente en el grano son especialmente importantes. El contenido de proteína de las semillas de quinua varía entre 14 – 22 por ciento, siendo significativamente mayor que la de cereales. Sin embargo, la ventaja nutricional más importante de la quinua es la composición de aminoácidos esenciales, los cuales están muy cerca de los recomendados por la FAO/OMS/UNU para todos los grupos de edad (Gómez y Barra, 2011). Además se ha reportado la presencia de cantidades considerables de vitaminas B1, B2, B3 y C; así como de calcio y hierro; además de cantidades menores de fósforo, magnesio y zinc (Oshoid *et al.*, 1999) y presencia de factores antinutricionales como taninos, inhibidores de proteasa, ácido fítico y saponinas (Ruales, 1992). Las saponinas se encuentran en la capa externa del epispermo.

Las saponinas son metabolitos secundarios ampliamente distribuidos en el reino vegetal, en quinua, se encontraron dos tipos de saponinas. saponina A. (b-D-glupiranosil- [b-D-glucopiranosil-(1->3)-a-L-arabino-piranosil-(1->3)]-3-b-23 dihidroxil-12-en- 28-oate-metilester), en aproximadamente 0.7 por ciento y saponina B. (b-D-glupiranosil [b-D-glucopiranosil-(1->3)-a-L-arabinopiranosil -(1->3)]-3-b-23-dihidroxil-olean- 12-en 38-oate), en aproximadamente 0.2 por ciento; ambas en base seca (Ruales, 1992). Se han reportado distintas actividades biológicas atribuidas a las saponinas, entre las que destacan. hemolítica, insecticida, antiparasitaria, antimicótica y anticancerígena (Sparg *et al.*, 2004).

La saponina de la quinua en suspensión acuosa (25 g/l) o polvo seco (5 g/kg) para tubérculo de papa y suspensión acuosa de 25g/l aplicado al follaje tiene efecto negativo sobre *Phthorimaea operculella* y *Myzus persicae*, En la primera se observó un 6.3 por ciento de daño en comparación con un 38 por ciento del testigo y en la segunda se observó un 7.2 por ciento mortandad frente a 29 por ciento del testigo (Verónica-Cañedo, 1992).

Mecinas (1994), realizó un experimento en invernadero, en el cual evaluó el efecto de la saponina de la quinua, sobre *M. incognita* en tomate variedad Rio Grande. Durante el ensayo se trasplantaron plantines en macetas, posteriormente se inoculó 5000 huevos de *M. incognita*, luego se aplicó la suspensión consecutivamente hasta la madurez de la planta. En

el análisis de población final y grado de modulación se encontró que hubo un control y además no se presentó toxicidad de la solución de saponina.

2.2.4. *Chenopodium ambrosioides* L.

El paico (*Chenopodium ambrosioides* L.), es una planta aromática y medicinal usada tradicionalmente para la eliminación de los parásitos intestinales. Las partes más utilizadas de esta planta son las hojas y ramas, ya que luego de hacer destilación de estas, se obtienen aceites esenciales. Uno de los más importantes de estos aceites es el ascaridol, al cual se le atribuyen propiedades antiparasitarias, antimaláricas, antifúngicas, hipotensoras, relajantes musculares, estimulantes respiratorios, depresoras cardíacas, antibacterianas entre otras (Torres *et al.*, 2002). Así mismo Kulits *et al.* (2011) en los extractos de paico encontraron algunos metabolitos secundarios en la parte aérea. Entre estos tenemos taninos, terpenoides, esteroides, saponinas, compuestos fenólicos y flavononas.

Lujan *et al.* (1992), experimentaron con follaje picado, extracto acuoso e infusión de paico en dosis de 100 por ciento, 50 por ciento y 25 por ciento contra *Sitophilus oryzae* en granos de maíz. En las evaluaciones de porcentaje de granos dañados, pérdida de peso y números de adultos de *S. oryzae*, los mejores resultados se obtuvieron con los extractos acuosos.

En estudios realizados sobre nematodos se encontró que esta planta tiene efecto antagónico contra *P. flakkensis* (Saldivar y Canto-Saenz, 1989). Al respecto Insunza & Valenzuela (1995) realizaron una investigación sobre el extracto acuoso de *Chenopodium ambrosioides* sobre dientes de ajos infestados de *Ditylenchus dipsaci*, estos se remojaron por 24 horas en la solución, luego fueron sembrados en macetas en invernadero, Terminada la investigación observaron una reducción significativa de la densidad de la población y los síntomas de la enfermedad comparado con el testigo sin tratar.

Merino (2004), experimentó el efecto de diferentes extractos de planta en el comportamiento del nematodo nódulo de la raíz *M. incognita*, una de estas plantas fue el paico. En la prueba de eclosión de huevos el extracto vegetal remojado en metanol tuvo el mayor efecto; en la prueba de movimiento ningún extracto de paico tuvo efecto significativo; en la prueba de eclosión de huevos dentro de la masa mucilaginosa el extracto de paico remojado en agua tuvo 90.5 huevos eclosionados y el testigo tuvo 1017 huevos eclosionados siendo el más

significativo; en la prueba de bioensayo el paico molido mostro efectos significativos negativos en el grado de modulación y la población final.

Los triturados vegetales de paico tanto de la raíz, hoja, tallo, flor y semilla sin hervir como raíz, tallo, flor y semilla hervida a una concentración de 100 por ciento tienen efectos negativos sobre la movilidad y mortandad de *M. incognita* en placas *Petri* (Ruales, 1992).

2.2.5. *Nerium oleander* L.

Planta introducida al Perú. Pertenece a la familia Apocynaceae y en el Perú se le conoce como laurel rosa y se considera una planta ornamental. En cuanto a las propiedades tóxicas, según Céspedes *et al.* (1999) se debe a la presencia de alcaloides y glicósidos cardiotónicos. Siddiqui *et al.* (1987), indica que el látex de *N. oleander* suprime poblaciones de *Rotylenchulus reniformis* y *Tylenchorhynchus brassicae* y *M. incognita*.

2.2.6. *Brugmansia arborea* L.

Pertenece a la familia de las solanaceae; se le conoce localmente como "floripondio" y es nativa de Mesoamérica (Symon y Haegi, citado por Pino y Alvis, 2012). Arbusto o árbol de aproximadamente 3 m de altura. Las hojas son alargadas y grandes, de color verde pálido y ásperas al tacto. Las flores son blancas y suelen presentar tonos rosados, tiene forma de campana, son grandes y péndulas.

En cuanto a las propiedades tóxicas del género *Brugmansia* se debe, a los alcaloides tropano como la atropina y escopolamina, ambos conocidos ampliamente como antimuscarínicos (bloquean los receptores de acetilcolina). (Sato *et al.*, Citado por Pino y Alvis, 2012). En algunas investigaciones se ha demostrado el efecto insecticida de extracto etanólico de *B. arborea* sobre la mosca adulta *Haematobia irritans* (Cruz *et al.*, 2014).

2.2.7. *Brassica oleracea* var. *italica*

Pertenece a la familia de las Crucíferas (brassicaceae) y su nombre comercial es brócoli. Las especies dentro de esta familia se caracterizan por tener propiedades tóxicas, cuando estas plantas son dañadas o descompuestas, ocurre la liberación de isotiocianatos generados durante la hidrólisis de los glucosinolatos, mediante la acción de la enzima mirosinasa, que está presente en las brasicas. La concentración de isotiocianatos en el suelo una vez

incorporadas las brásicas depende de la ruptura celular de los tejidos de las plantas, de la humedad y de la temperatura, siendo su eficacia mayor cuando estas aumentan. Por otro lado, la degradación de los glucosinolatos es mayor en los suelos arcillosos que en los arenosos, Además, la eficacia en el control depende de la especie de brassica utilizada y del tipo de suelo (Aballay, citado por Díez R. *et al.*, 2010).

Halbran, citado por Bello, A. et al. (2003), indica que las Brassicas suprimen las poblaciones de *Xiphinema americanum*, Siendo el orden de mayor a menor toxicidad es B. repensis > B. campestris > B. Kaber. Si se tiene en cuenta las distintas partes de la planta el orden es semillas > hojas > raíces. Así mismo Stopleton y Duncan, citado por Bello, A. et al. (2003), indica que los restos de *Brassica oleracea* cv, itálica reduce significativamente la población de *M. incognita* en un 95-100 por ciento.

III. MATERIALES Y METODOS

El estudio se realizó en las instalaciones del laboratorio e Invernadero de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú. El experimento consistió de dos partes, la primera, una prueba in vitro en la cual se analizó el efecto de los extractos vegetales de siete plantas a diferente dosis sobre el comportamiento del nematodo, con los mejores tratamientos obtenidos se procedió a hacer la prueba en invernadero con plantas de tomate.

3.1. Pruebas in vitro

3.1.1. Obtención del inocular de *Meloidogyne incognita*

El inocular de *Meloidogyne incognita* se obtuvo del Invernadero de Nematología de la Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú multiplicadas en plantas de tomate.

Para el presente trabajo se utilizó como inocular.

a. Ootecas o masas de huevos, las cuales fueron extraídas directamente de las raíces con la ayuda de un estereoscopio, se recolectaron raíces noduladas de tomate, luego mediante un estilete se separó la masa de huevo de la raíz.

b. La extracción de huevos se realizó por el método de hipoclorito de sodio al 0.5 por ciento, propuesto por Hussey & Barker (1973). En primer lugar, se separó las raíces infestadas y se lavaron con mucho cuidado para no eliminar las masas de huevos, posteriormente se cortaron con tijera en trozos de 1-2 cm. y se colocaron en un frasco, al que se le incorporó suficiente cantidad de una solución de hipoclorito de sodio al 0.5 por ciento hasta cubrir el tejido. El frasco tapado herméticamente se agitó por cuatro minutos, para soltar los huevos presentes en las Ootecas. Transcurrido este tiempo se procedió a verter el contenido del frasco en tamices unidos de 50 y 500 μm , lavando con agua corriente y se recuperó en un vaso precipitado el residuo del tamiz. Por último, se aforó en 100 ml con agua destilada para posteriormente homogenizar la suspensión y tomar una alícuota de 1 ml, la que se depositó en una porta objetivo y se contó el número de huevos al microscopio.

c. Los Juveniles de segundo estado, fueron colectados a partir de Ootecas colocados en agua a temperatura ambiente, los juveniles que emergieron fueron utilizados inmediatamente.

3.1.2. Obtención de los extractos acuoso

El material vegetal se recolecto en el campus de la universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú. En la tabla 1 se observa las plantas seleccionadas y las partes a estudiar.

Tabla 1: Especies vegetales a las que se probó su efecto sobre la actividad de nematodos

Nombre Común	Nombre Científico	Familia	Orgáno Vegetal
Tarwi	<i>Lupinus mutabilis</i> S.	Fabaceae	Semillas
Higuerilla	<i>Ricinus Communis</i> L.	Euforbiaceas	Hojas
Quinoa	<i>Chenopodium quinoa</i> W.	Quenopodiaceas	Cascara de semilla
Laurel rosa	<i>Nerium oleander</i>	Apocynaceae	Hojas
Paico	<i>Chenopodium ambrosioides</i> L.	Quenopodiaceas	Hojas
Brocoli	<i>Brassica oleracea</i> var. Italica	Crucifera	Hojas y tallo
Floripondio	<i>Brugmansia arborea</i> L.	Solanaceae	Hojas y flor

Para la preparación de los extractos acuosos se tomaron 100 g. de las partes a estudiar de cada planta descrita en la tabla 1, se cortaron en trozos de 0.5 cm y se dejaron remojar durante 24 horas. en un beaker con 100 ml agua destilada. Luego se procedió a licuarlo. Transcurrido el lapso se filtró lo obtenido. La solución obtenida se consideró como estándar (100 por ciento), partiendo de esa solución y agregando agua destilada se preparó concentraciones de 500 ,700 y 1000 ppm (Sasanelli, 1992, Vegas y Guillermo., 2010)

3.1.3. Metodología para evaluar el efecto de los extractos naturales en laboratorio

En las pruebas de eclosión de huevos y prueba de movimiento de juveniles del segundo estadio se trabajó con los extractos acuosos de la Tabla 1 y sus respectivas concentraciones, los tratamientos testigos fueron agua destilada y testigo químico (Oxamyl) (Tabla 2).

Tabla 2: Tratamientos usados en el experimento in vitro

Tratamiento	Planta	Concentración
T1	Higuerilla	500 ppm
T2	Higuerilla	700 ppm
T3	Higuerilla	1000 ppm
T4	Floripondio	500 ppm
T5	Floripondio	700 ppm
T6	Floripondio	1000 ppm
T7	Paico	500 ppm
T8	Paico	700 ppm
T9	Paico	1000 ppm
T10	Brócoli	500 ppm
T11	Brócoli	700 ppm
T12	Brócoli	1000 ppm
T13	Quinoa	500 ppm
T14	Quinoa	700 ppm
T15	Quinoa	1000 ppm
T16	Tarwi	500 ppm
T17	Tarwi	700 ppm
T18	Tarwi	1000 ppm
T19	Laurel rosa	500 ppm
T20	Laurel rosa	700 ppm
T21	Laurel rosa	1000 ppm
T22	Agua destilada	-----
T23	Testigo químico (Oxamyl)	4 por mil

3.1.4. Pruebas de eclosión de huevos Para esta prueba se utilizó cada una de las suspensiones con cuatro repeticiones, los tratamientos testigos fueron agua destilada y testigo química. Las evaluaciones fueron:

a) Para la prueba de eclosión de huevos dentro de la masa mucilaginosa de *Meloidogyne incognita*, se colocaron dos ootecas sobre un papel facial humedecido en el interior de una canastilla, luego se colocaron la canastilla dentro de la placa Petri y se continuo con el método de la bandeja.

b) Para la prueba de eclosión de huevos fuera de la masa mucilaginosa de *Meloidogyne incognita*, se colocó aproximadamente 100 huevos libre en contacto con cada suspensión. Esta prueba permite determinar el efecto de extractos vegetales sobre los huevos, sin embargo, el género *Meloidogyne* no pone huevos libres, por lo que esta prueba nos permitirá extrapolar su efecto sobre otros nematodos ectoparásitos que colocan huevos libres en el suelo.

En ambas pruebas se evaluaron el número de juveniles emergidos del segundo estado por tratamiento a los 3°, 6° y 9° días, para determinar si el efecto inhibitorio en la eclosión es permanente o temporal se procedió a transferir los huevos a placa Petri con agua de destilada y se procedió a evaluar 8 días después su posible recuperación.

3.1.5. Prueba de movimiento de juveniles del segundo estado

Se colocaron alrededor de 100 juveniles del segundo estado sobre papel facial humedecido y siguiendo el principio del método de la bandeja, se pusieron en contacto con los diferentes tratamientos, los individuos que son afectados no podrán atravesar el papel facial. Mediante esta prueba se va poder determinar si los extractos vegetales tienen un efecto nemástático sobre los juveniles libres. Este ensayo es importante porque nos permitirá tener un control sobre los juveniles desde que eclosionan de la ooteca hasta que penetran a la raíz en ese lapso de vida libre en el suelo.

Las evaluaciones se realizaron a los 3°, 6° y 9° días de exposición continua, se determinó el número de J₂ afectados, los resultados se expresaron en porcentaje.

Para determinar si el efecto en el movimiento es temporal o permanente se procedió a transferir el papel facial con los nematodos afectados a una placa Petri con agua destilada y se procedió a evaluar la suspensión. Con esto se puede determinar si los extractos vegetales tienen efecto nematicida sobre los juveniles libres

3.1.6. Diseño experimental

En esta fase hubo 23 tratamientos con 4 repeticiones, con un total 92 unidades experimentales por prueba. El diseño estadístico para analizar las pruebas fue un diseño completamente al azar (D.C.A.), en cual se evaluó el coeficiente de variación, si hay diferencias en al menos un tratamiento se procedió a realizar la Prueba de Duncan con un nivel de significancia de 0.05. Los datos fueron transformados a $\log(X+1)$ para la prueba de numero de J_2 eclosionados dentro de la ooteca y los datos expresados en porcentaje serán transformados a $\sqrt{x + 1}$, para las pruebas restantes.

3.2. Prueba de invernadero

Los tratamientos que mostraron mejores resultados en las pruebas in vitro fueron seleccionados para ser evaluadas a nivel de invernadero, Esta prueba consiste en sembrar una planta susceptible en un suelo infestado de nematodos.

3.2.1. Tratamientos

Los tratamientos más eficientes en la prueba in vitro se detallan en la tabla 3

Tabla 3: Tratamientos utilizados en la prueba de invernadero

Tratamiento	Descripción
T1	Sin nematodos
T2	Tarwi 2000 ppm
T3	Tarwi 3500 ppm
T4	Tarwi 5000 ppm
T5	Quinoa 2000 ppm
T6	Quinoa 3000 ppm
T7	Quinoa 5000 ppm
T8	Con nematodos
T9	Oxamyl

3.2.2. Procedimiento

Para realizar este ensayo, primero se preparó almacigo de tomate, *Solanum lycopersicum* L. var. Rio Grande, para esto se utilizó musgo esterilizado en autoclave a 15 libras a 121 °C por espacio de 45 minutos, posteriormente se procedió a sembrar en las bandejas con musgo una semilla por celda con el propósito de no dañar las raíces en el trasplante y luego se procedió a regar con agua de caño.

Se esperó aproximadamente 20 días después de la siembra para realizar el trasplante en macetas de un kilo con suelo esterilizado (1:1 de suelo de tierra de chacra y arena).

Después de 7 días del trasplante se realizó la inoculación, para esto se utilizó un agitador (bomba de pecera) con el fin de homogenizar la suspensión de 100 ml de huevos y con una pipeta milimetrada se procedió a extraer el inóculo necesario. Se necesita una población inicial de 20000 huevos de *Meloidogyne incognita* por cada kilogramo de suelo estéril; por lo tanto, se aplicó 20 mil huevos.

Este inóculo fue colocado en la superficie del suelo alrededor del cuello de la planta y se cubrió con un poco de suelo estéril. Los mililitros de suspensión de inóculo que se necesitaban para obtener 20000 huevos, se calcularon haciendo un conteo en el estereoscopio el número de huevos en un mililitro de la suspensión, sabiendo esta cantidad, por proporciones hallamos los mililitros que debemos usar de la suspensión.

Luego de la inoculación, se esperó una semana para que ocurra la infestación, luego se realizó la preparación de los extractos vegetales a las concentraciones descritas en la tabla 3. Las aplicaciones se hicieron tres veces por semana (lunes-miércoles-viernes), con un vaso precipitado a un volumen de 50 ml/planta/día. Las aplicaciones se realizaron durante 4 semanas siguientes.

El tratamiento Testigo químico, se realizó unas dos aplicaciones uno después de una semana de la inoculación y una segunda aplicación a los 21 días.

3.2.3. Evaluación

La evaluación se realizó aproximadamente 77 días después de haberse realizado la inoculación

Parámetros de crecimiento de la planta

- Altura de planta (cm)
- Peso fresco de la parte aérea (g)
- Peso seco de parte aérea (g)
- Peso fresco de la raíz (g)

Parámetro grado de nodulación de las raíces de tomate

Se analizaron mediante 2 escalas de nodulación (PIM y ZECK)

- Escala propuesta por el Proyecto Internacional de Meloidogyne PIM (Brigde y Page, 1980);

Escala de Evaluación PIM.

Grado 0. Ausencia de nódulos y/o masas de huevos.

Grado 1. 1-2 nódulos o masas de huevos.

Grado 2. 3 a 10 nódulos o masas de huevos.

Grado 3. 11 a 30 nódulos o masas de huevos.

Grado 4. 31 a 100 nódulos o masas de huevos.

Grado 5. Más de 100 nódulos o masas de huevos.

- Escala Zeck: En el cual se asigna valores de 0-10 (Figura 2)

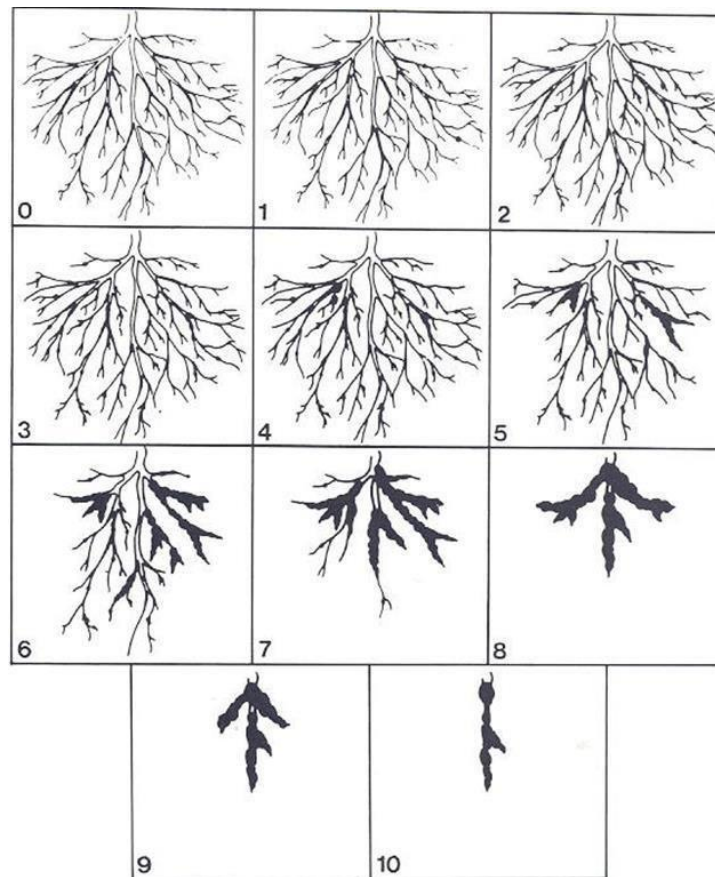


Figura 2: Escala gráfica de nodulación según Zeck (1971)

Descripción.

- 0 = Sistema radicular completamente sano, no infestado.
- 1= Muy pocos nódulos pequeños pueden detectarse.
- 2= Nódulos pequeños en mayor número que la escala 1 y fáciles de detectar.
- 3= Numerosos nódulos pequeños, algunos crecen juntos, no afecta seriamente la función de las raíces.
- 4= Numerosos nódulos pequeños o algunos grandes, la gran mayoría de raíces funcionales.
- 5= 25% del sistema radicular seriamente noduladas y no funcional.
- 6= 50% del sistema radicular seriamente noduladas y no funciona.
- 7= 75% del sistema radicular seriamente noduladas y no funcional.
- 8= No hay raíces sanas, alimentación de planta interrumpida, planta aun verde.
- 9= Sistema radicular completamente noduladas y podrido, planta moribunda
- 10= Planta y raíces muertas.

a) Parámetro de reproducción del nematodo

- Población en raíz: Población de huevos y juveniles de *Meloidogyne incognita*, transcurrido 77 días se procesaron las raíces por el método de Hussy y Baker. Se contó el número de huevos en un milímetro de suspensión y luego se obtuvo el número total de huevos en suspensión por gramo de raíz.
- Población de suelo: Número de juveniles (J_2) en 100 cc de suelo. Mediante el método de centrifugación.
- Tasa de reproducción: Se va realizar la medición de la capacidad de reproducción del nematodo según Taylor y Sasser (1983) siendo $R=P_f/P_i$, donde P_f es la población final de los huevos y juveniles recuperados del suelo y raíces de plantas infectadas, y P_i es la población inicial de huevos que se inocularon.

Con los datos obtenidos del número de huevos por gramo de raíz y el número de J_2 por cien gramos de suelos, se obtendrá el número total de nematodos.

3.2.4. Diseño experimental

El diseño estadístico para analizar las pruebas in vitro e invernadero fue un diseño completamente al azar (D.C.A.), en cual se evaluó el coeficiente de variación y si hay diferencias estadísticas entre tratamiento. Posteriormente se usó la Prueba de Duncan con un nivel de significancia de 0.05, para hacer una prueba de comparación.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

A continuación, se presentan y discuten los resultados obtenidos en el ensayo *in vitro* y luego en invernadero.

4.1. Ensayo *in vitro*

El objetivo fue determinar el efecto directo de los extractos vegetales sobre la ooteca, los huevos y la movilidad de los juveniles del nematodo. Para seleccionar los mejores tratamientos y con estos realizar el ensayo en invernadero.

4.1.1. Prueba de eclosión de huevos dentro en la ooteca de *M. incognita*

Los datos de esta prueba no se ajustan a una distribución normal, por lo tanto, los datos fueron transformados a $\log(x+1)$. Para luego poder realizar la prueba de análisis de varianza.

En la figura 3 se observa el efecto a diferentes concentraciones de los extractos vegetales sobre la eclosión de huevos dentro de la ooteca en forma general, los resultados nos indican que a mayor concentración de los extractos vegetales hay una menor eclosión de huevos, siendo más marcado cuando se pasa de una concentración de 700 ppm a 1000 ppm. Además, a una concentración de 1000 ppm se observa que hay una mayor diferencia entre los tratamientos. Esto se debe a una mayor concentración de metabolitos secundarios de los extractos vegetales.

a) Prueba de eclosión de huevos dentro de la ooteca a la concentración de 500 ppm

Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 1, demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 1.75 por ciento indica que los resultados obtenidos son altamente confiables

En la tabla 4 se observa la comparación de medias de Duncan, donde el tratamiento testigo químico (Oxamyl) presento 5.75 huevos eclosionados siendo estadísticamente diferente y el de mejor resultado en comparación con los demás tratamientos.

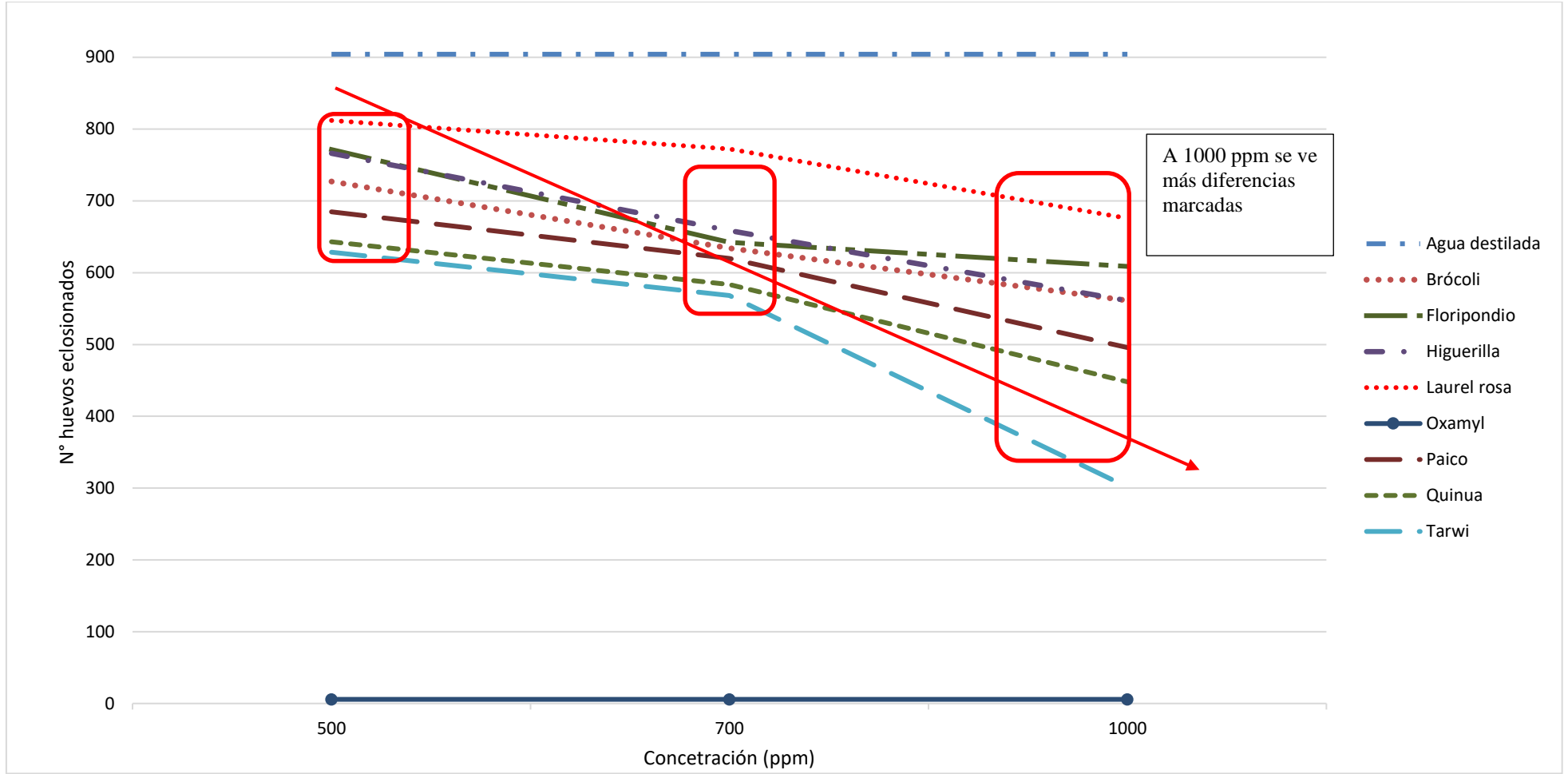


Figura 3: Efecto a diferentes concentraciones de los extractos vegetales para el control de *Meloidogyne incognita* en la prueba de eclosión de huevos dentro de la masa mucilaginosa

Dentro de los extractos vegetales los mejores tratamientos fueron el Tarwi con 629 huevos eclosionados siendo estadísticamente similar la Quinoa y Paico con 643, 685 huevos eclosionados respectivamente.

El tratamiento con mayor cantidad de huevos eclosionados fue el testigo agua destilada cuyo valor fue 904 siendo estadísticamente similar a laurel rosas con 812 huevos eclosionados, este último tiene el mismo grupo de significación con los tratamientos Floripondio, Higuierilla y Brócoli con 772, 766, 727 huevos respectivamente.

Tabla 4: Comparación de medias de Duncan del número de J₂ eclosionados dentro de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados log (x+1)) a la concentración de 500 ppm

Tratamiento	Promedio				
Oxamyl	6	A			
Tarwi 500 ppm	629	B			
Quinoa 500 ppm	643	B	C		
Paico 500 ppm	685	B	C	D	
Brócoli 500 ppm	727		C	D	E
Higuierilla 500 ppm	766			D	E
Floripondio 500 ppm	772			D	E
Laurel rosa 500 ppm	812				E F
Agua destilada	904				F

b) Prueba de eclosión de huevos dentro de la ooteca a la concentración de 700 ppm

Estos datos fueron previamente transformados a log (X+1). Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 2, demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 2.01 por ciento indica que los resultados obtenidos son altamente confiables.

En la tabla 5 se observa la comparación de medias de Duncan, donde el tratamiento testigo químico (Oxamyl) presento 5.75 huevos eclosionados siendo estadísticamente diferente y el de mejor resultado en comparación con los demás tratamientos.

Dentro de los extractos vegetales los mejores tratamientos fueron el Tarwi, Quinoa, Paico, Brócoli, Floripondio e higuierilla con 568, 584, 620, 634, 642 y 659 huevos eclosionados respectivamente.

El tratamiento con mayor cantidad de huevos eclosionados fue el testigo agua destilada cuyo valor fue 904 siendo estadísticamente similar a Laurel rosas con 772 huevos eclosionados; y este último tiene el mismo grupo de significación con la Higuierilla con 659 huevos.

Tabla 5: Comparación de medias de Duncan del número de J₂ eclosionados dentro de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\log(x+1)$) a la concentración de 700 ppm

Tratamiento	Promedio			
Oxamyl	6	A		
Tarwi 700 ppm	568	B		
Quinoa 700 ppm	584	B		
Paico 700 ppm	620	B		
Brócoli 700 ppm	634	B		
Floripondio 700 ppm	642	B		
Higuierilla 700 ppm	659	B	C	
Laurel rosa 700 ppm	772		C	D
Agua destilada	904			D

c) Prueba de eclosión de huevos dentro de la ooteca a la concentración de 1000 ppm

Estos datos fueron previamente transformados a $\log(X+1)$. Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 3, demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 1.92 por ciento indica que los resultados obtenidos son altamente confiables.

En la tabla 6 se observa la comparación de medias de Duncan, donde el tratamiento testigo químico (Oxamyl) presentó 5.75 huevos eclosionados siendo estadísticamente diferente y el de mejor resultado en comparación con los demás tratamientos.

Dentro de los extractos vegetales el mejor tratamiento es el Tarwi con 302 huevos eclosionados, siendo estadísticamente diferente a todos los demás tratamientos, le sigue la quinua con 448 huevos siendo estadísticamente similar al Paico, Higuierilla y Brócoli.

El tratamiento con mayor cantidad de huevos eclosionados fue el testigo agua destilada cuyo valor fue 904 siendo estadísticamente diferente a todos los demás tratamientos, le sigue el Laurel rosa, Floripondio, Higuierilla y Brócoli con 676, 609 y 561 huevos respectivamente.

El efecto sobre la eclosión de huevos dentro de la ooteca a diferentes concentraciones se observa que el Tarwi es el que mayor inhiben la eclosión de huevos dentro de la ooteca; sin embargo, los extractos vegetales de Floripondio, Higuierilla y Laurel rosa son los que menor inhiben la eclosión de huevos.

Tabla 6: Comparación de medias de Duncan del número de J₂ eclosionados dentro de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados log (x+1)) a la concentración de 1000 ppm

Tratamiento	Promedio				
Oxamyl	6	A			
Tarwi 1000 ppm	302	B			
Quinua 1000 ppm	448		C		
Paico 1000 ppm	496		C	D	
Higuierilla 1000 ppm	561		C	D	E
Brócoli 1000 ppm	561		C	D	E
Floripondio 1000 ppm	609			D	E
Laurel rosa 1000 ppm	676				E
Agua destilada	904				F

Después de las evaluaciones, las ootecas con los huevos afectados por los extractos vegetales fueron trasladados a agua destilada y se contabilizo el número de huevos que recuperaron su eclosión dentro de la ooteca (figura 4).

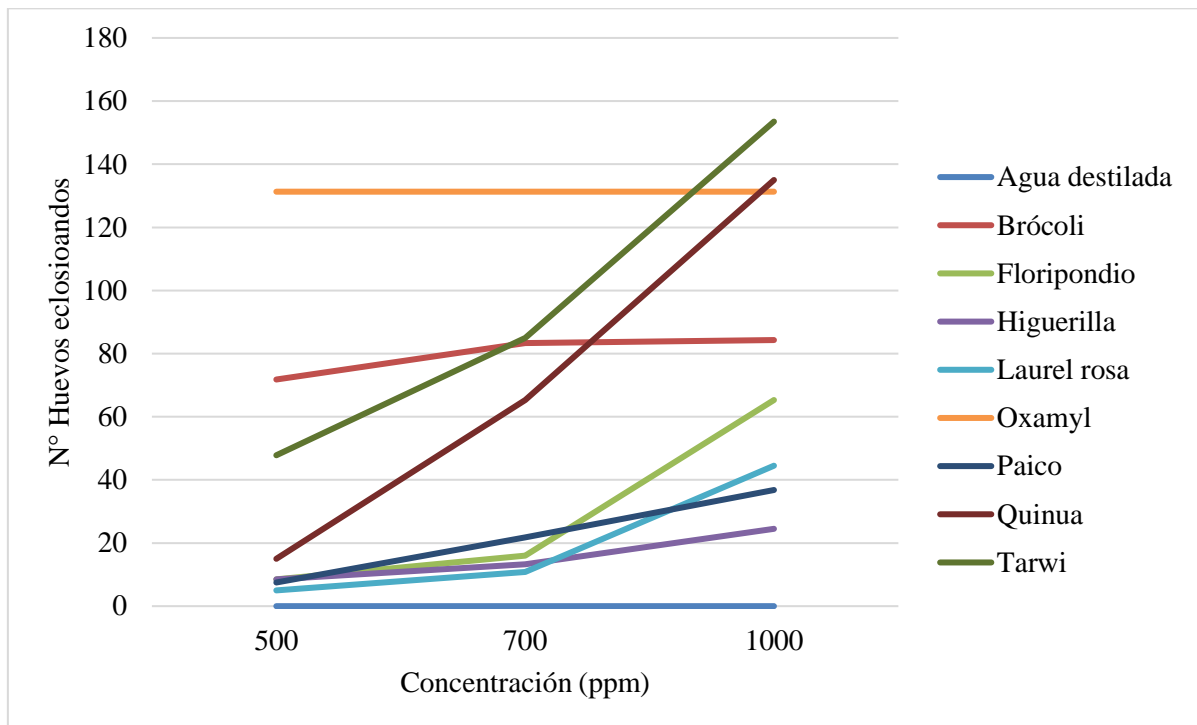


Figura 4: **Numero de huevos de *Meloidogyne incognita* de afectados que recuperaron su eclosión después de colocar la ooteca en agua destilada**

En la figura 4, se observa que a mayor concentración de los extractos vegetales hay una mayor recuperación de huevos afectados en todos los tratamientos. En los tratamientos quinua y tarwi la pendiente es mayor y se debe que fueron los que mayor inhibieron la eclosión de los huevos dentro de la ooteca. Por lo tanto, todos los extractos vegetales en la prueba de eclosión de huevos dentro de la ooteca tuvieron un efecto nemático.

Debido a la variabilidad de huevos que hay en la ooteca, no podemos determinar la proporción de huevos afectados que no recuperaron su eclosión. Esto se debe a una alta variabilidad en el número de huevos por ooteca Starr *et al.* (1993) encontró una media de 770 ± 190 huevos, además la hembra no coloca todos los huevos de una sola vez si no según Karssen y Moens (2006) pone de 30-40 huevos diarios.

Esto conlleva a tener en cuenta una buena selección de masas de huevos, se recomienda tener en cuenta los siguientes criterios: estado de madurez adecuado, del mismo tamaño, coloración, estado fenológico de la planta y conocimiento de la dinámica población de nematodos.

4.1.2. Prueba de eclosión de huevos de *M. incognita* fuera de la ooteca

Los datos de esta prueba no se ajustan a una distribución normal ya que presentan una distribución de Poisson, por lo tanto, los datos fueron transformados a $\sqrt{x + 1}$. Para luego poder realizar la prueba de análisis de varianza.

En la figura 5 se observa el efecto a diferentes concentraciones de los extractos vegetales sobre la eclosión fuera de la ooteca en forma general, los resultados nos indican que a mayor concentración de los extractos vegetales hay una menor eclosión de huevos, siendo más marcado cuando se pasa de una concentración de 700 ppm a 1000 ppm.

a) Prueba de eclosión de huevos fuera de la ooteca a la concentración de 500 ppm

Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 4, demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 3.18 por ciento indica que los resultados obtenidos son altamente confiables.

En la tabla 7 se observa la comparación de medias de Duncan, donde el tratamiento testigo químico (Oxamyl) presentó 0 por ciento de huevos eclosionados siendo estadísticamente diferente y el de mejor resultado en comparación con los demás tratamientos.

Dentro de los extractos vegetales los mejores tratamientos fueron el Tarwi y Quinoa con 39 y 49 por ciento de huevos respectivamente siendo ambos estadísticamente diferente todos los demás tratamientos.

El tratamiento con mayor porcentaje huevos eclosionados fue el testigo agua destilada cuyo valor fue 100 por ciento siendo estadísticamente diferente a todos los demás tratamientos, dentro de los extractos vegetales el Brócoli, Laurel rosa, Higuierilla con 70, 68 y 67 por ciento de huevos respectivamente y estadísticamente son similares.

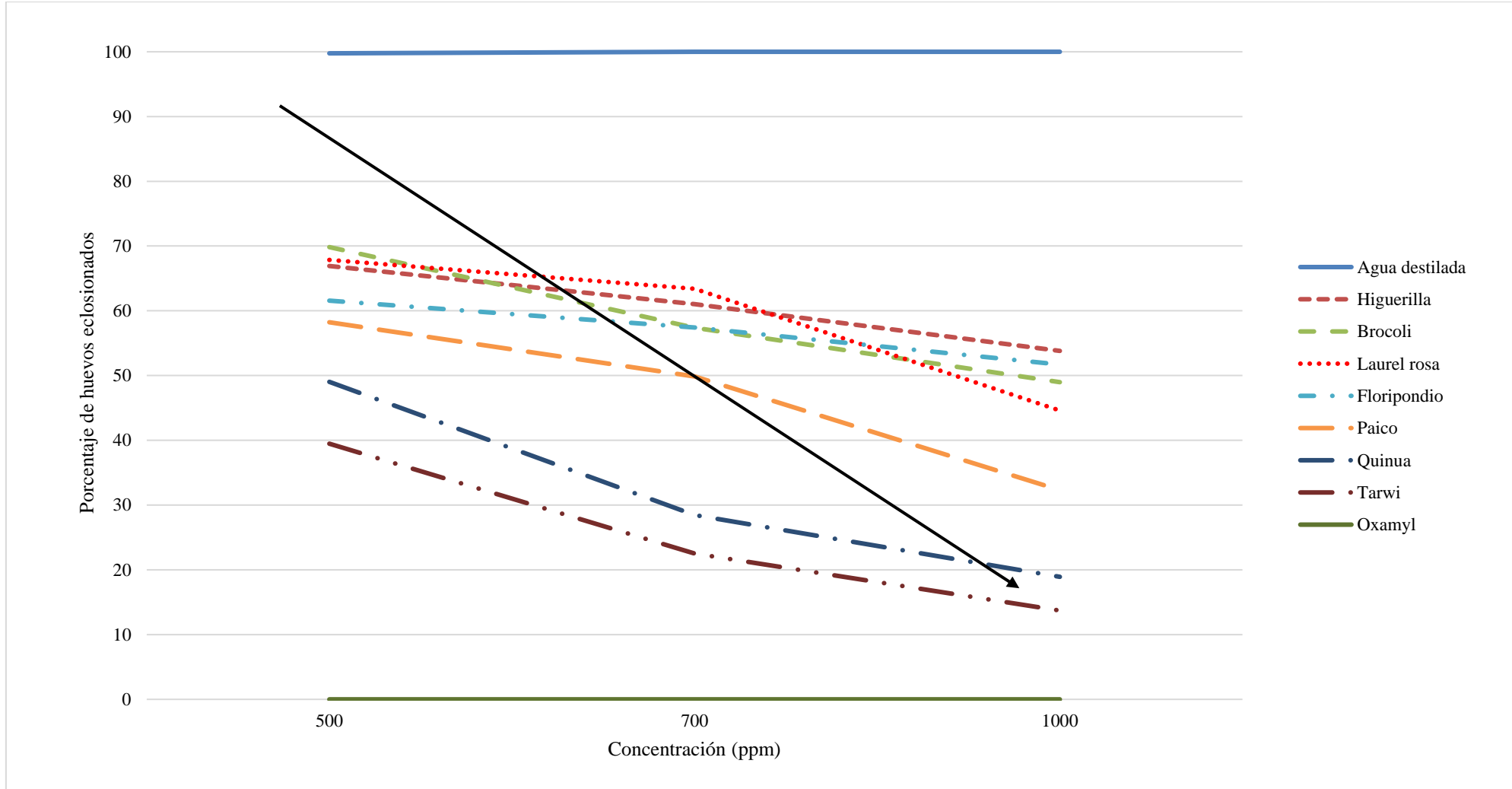


Figura 5: Efecto a diferentes concentraciones de los extractos vegetales para el control de *Meloidogyne incognita* en la prueba de eclosión de huevos fuera de la masa mucilaginosa

Tabla 7: Comparación de medias de Duncan del porcentaje de J₂ eclosionados fuera de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\sqrt{x + 1}$) a la concentración de 500 ppm

Tratamiento	Promedio				
Oxamyl	0	A			
Tarwi 500 ppm	39	B			
Quinoa 500 ppm	49	C			
Paico 500 ppm	58		D		
Floripondio 500 ppm	62		D	E	
Higuerilla 500 ppm	67			E	F
Laurel rosa 500 ppm	68				F
Brócoli 500 ppm	70				F
Agua destilada	100				G

b) Prueba de eclosión de huevos fuera de la ooteca a la concentración de 700 ppm

Estos datos fueron previamente transformados a $\sqrt{x + 1}$. Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 5, demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 4.77 por ciento indica que los resultados obtenidos son altamente confiables.

En la tabla 8 se observa la comparación de medias de Duncan, donde el tratamiento testigo químico (Oxamyl) presento 0 por ciento de huevos eclosionados siendo estadísticamente diferente y el de mejor resultado en comparación con los demás tratamientos. Dentro de los extractos vegetales los mejores tratamientos fueron el Tarwi y Quinoa con 23y 28 por ciento de huevos respectivamente siendo ambos estadísticamente diferente todos los demás tratamientos.

El tratamiento con mayor cantidad de huevos eclosionados fue el testigo agua destilada cuyo valor fue 100 por ciento siendo estadísticamente diferente a todos los demás tratamientos, dentro de los extractos vegetales el Laurel rosa, Higuerilla, Floripondio y Brócoli con 63, 61,57, 57 por ciento de huevos respectivamente y estadísticamente en el mismo grupo de significancia.

Tabla 8: Comparación de medias de Duncan del porcentaje de J₂ eclosionados fuera de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\sqrt{x + 1}$) a la concentración de 700 ppm

Tratamiento	Promedio			
Oxamyl	0	A		
Tarwi 700 ppm	23	B		
Quinoa 700 ppm	28	C		
Paico 700 ppm	50		D	
Brócoli 700 ppm	57		D	E
Floripondio 700 ppm	57		D	E
Higuerilla 700 ppm	61			E
Laurel rosa 700 ppm	63			E
Agua destilada	100			F

c) Prueba de eclosión de huevos fuera de la ooteca a la concentración de 1000 ppm

Estos datos fueron previamente transformados a $\sqrt{x + 1}$. Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 6, demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 5.37 por ciento indica que los resultados obtenidos son altamente confiables

En la tabla 9 se observa la comparación de medias de Duncan, donde el tratamiento testigo químico (Oxamyl) presentó 0 por ciento de huevos eclosionados siendo estadísticamente diferente y el de mejor resultado en comparación con los demás tratamientos.

Dentro de los extractos vegetales los mejores tratamientos fueron el Tarwi, Quinoa y Paico con 14, 19 y 32 por ciento de huevos respectivamente siendo los tres estadísticamente diferente entre sí y a los demás.

El tratamiento con mayor cantidad de huevos eclosionados fue el testigo agua destilada cuyo valor fue 100 por ciento siendo estadísticamente diferente a todos los demás tratamientos,

Dentro de los extractos vegetales el Higuierilla, Floripondio y Brócoli y laurel rosa con 54, 52, 49 y 45 por ciento de huevos respectivamente y estadísticamente en el mismo grupo de significancia.

Tabla 9: Comparación de medias de Duncan del número de J₂ eclosionados fuera de la masa de huevos expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\log \sqrt{x + 1}$) a la concentración de 1000 ppm

Tratamiento	Promedio		
Oxamyl	0	A	
Tarwi 1000 ppm	14	B	
Quinoa 1000 ppm	19	C	
Paico 1000 ppm	32	D	
Laurel rosa 1000 ppm	45		E
Brócoli 1000 ppm	49		E
Floripondio 1000 ppm	52		E
Higuierilla 1000 ppm	54		E
Agua destilada	100		F

En las tablas de comparación de medias de Duncan 7, 8 y 9 y en la figura 5; se observa que a medida que la concentración de extractos vegetales aumenta se va definiendo que los mejores extractos vegetales son el Tarwi, Quinoa y Paico; mientras que los que menor inhiben la eclosión de huevos son Laurel rosa, Brócoli, Floripondio e Higuierilla

Después de las evaluaciones en los tratamientos se procedió a colocar los huevos en agua destilada por nueve días más y se contabilizó el número de huevos que eclosionaron. Para poder analizar esta información se tomó la cantidad inicial de huevos como el 100 por ciento para cada tratamiento. Así se determinó el porcentaje de huevos no afectados (número de huevos que eclosionaron en los tratamientos), porcentaje de huevos muertos (número de huevos que no eclosionaron en los tratamientos ni en agua destilada) y porcentaje de huevos afectados (número de huevos que eclosionaron cuando fueron sumergida en agua destilada).

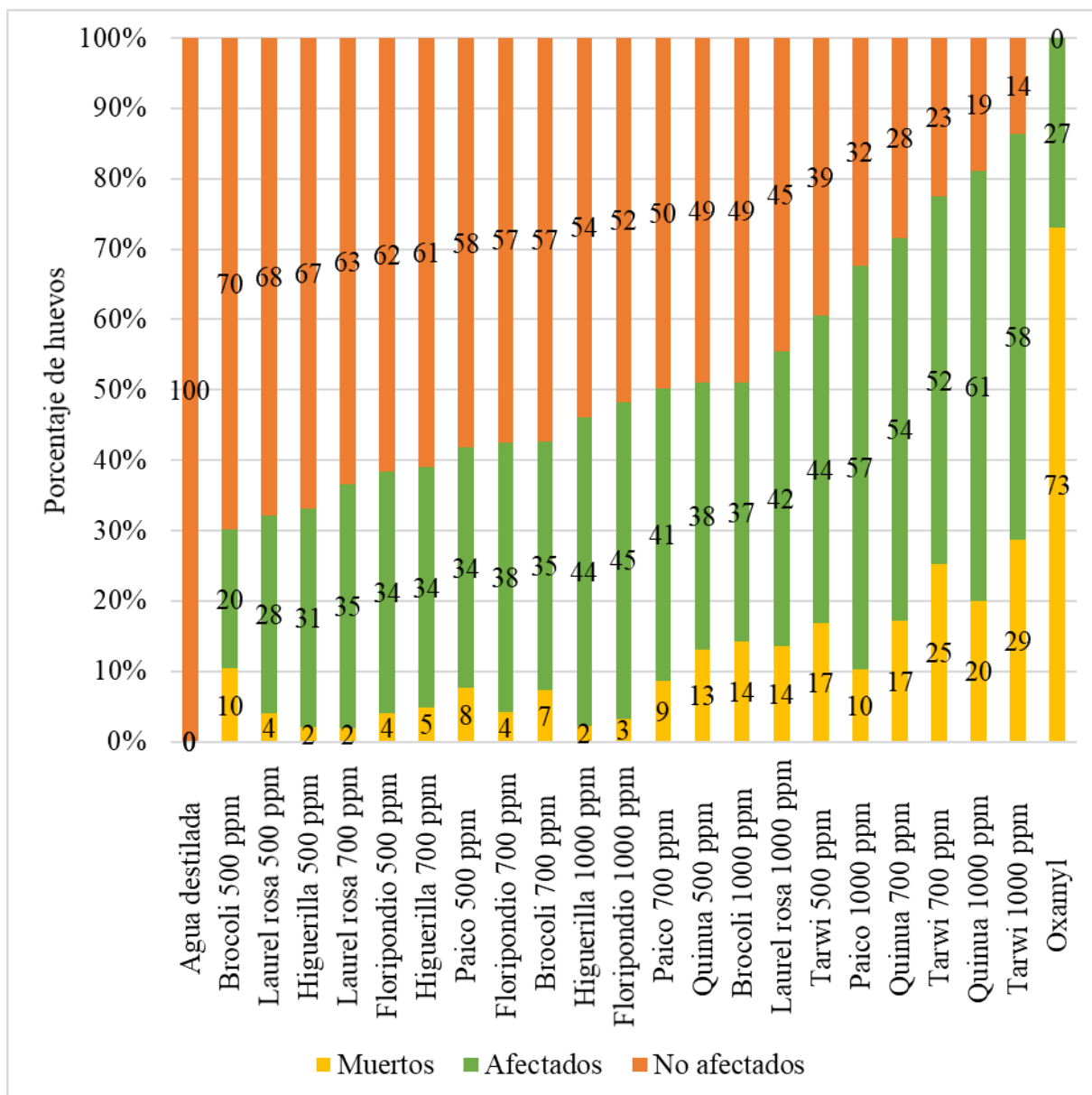


Figura 6: Porcentaje de huevos de *Meloidogyne incognita* fuera de la masa mucilaginosa que se encontraron muertos, afectado y no afectados tras la exposición a los tratamientos

En la figura 6 se observa que del total de huevos afectados con el tratamiento químico (Oxamyl), el 27 por ciento llegó a eclosionar cuando fue sumergido en agua destilada, mientras que el 73 por ciento no eclosionaron, razón por la cual se les consideró muertos. Por lo tanto, se considera que a nivel de huevos libres se tiene un efecto más nematocida que nemástático.

Dentro de los extractos vegetales los mejores tratamientos fueron el Tarwi 1000 con 87 por ciento de huevos afectados seguido de la Quinoa 1000 ppm con 81 por ciento de huevos afectados en ambos casos a nivel de huevos libres se obtuvo un efecto más nemástático que nemáticida.

El efecto nemástático de los extractos vegetales según Torres et al. (2002) sobre los huevos libres puede deberse a que se afecta el proceso de eclosión: cambios en la cáscara del huevo, activación del J2 y eclosión. Según Adrian et al. (2009) existen sustancias toxicas que generan condiciones externas desfavorables para el J2 y en consecuencia entran en latencia específicamente en quiescencia. Rosane et al. (2009) encontraron que los extractos vegetales de *Plantago lanceolata* y *P. rugelii* eran tóxicos e inhibían la eclosión de los huevos de *M. incognita*. También el efecto inhibitorio sobre la eclosión huevos puede deberse a compuestos químicos presentes en los extractos que tienen propiedades ovicidas, dichos compuestos son alcaloides, flavonoides, saponinas, amidas, benzamidas y las cetonas, que solas o en combinación, afectan desarrollo embrionario o causa mortalidad de embriones.

4.1.3. Prueba de movilidad de *M. incognita*

En la figura 7 se observa el efecto a diferentes concentraciones de los extractos vegetales sobre la movilidad de los J₂ en forma general, los resultados nos indican que a mayor concentración de los extractos vegetales hay una menor movilidad de los juveniles. Se observa que el extracto vegetal Tarwi en todas las concentraciones tiene un mayor efecto sobre la movilidad en comparación con los demás tratamientos.

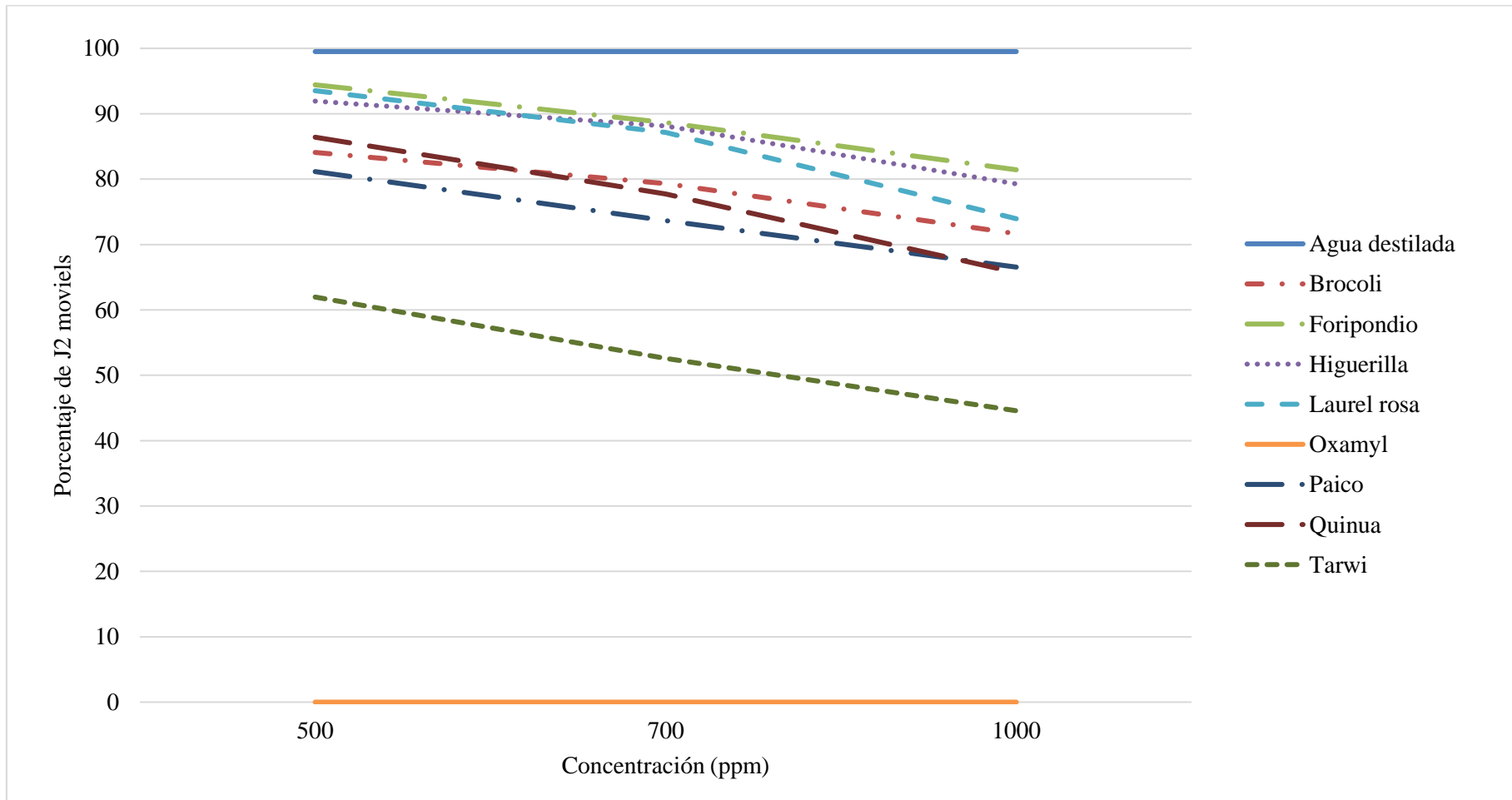


Figura 7. Efecto a diferentes concentraciones de los extractos vegetales para el control de *Meloidogyne incognita* en la prueba movilidad de J₂

a) Prueba de movilidad de J₂ a la concentración de 500 ppm

Estos datos fueron previamente transformados a $\sqrt{x + 1}$. Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 7, demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 10.32 por ciento indica que los resultados obtenidos son altamente confiables

En la tabla 10 se observa la comparación de medias de Duncan, donde el tratamiento testigo químico (Oxamyl) presento 0 huevos eclosionados siendo estadísticamente diferente, esto concuerda Saire (2017), quien obtuvo de 0 juveniles móviles.

Dentro de los extractos vegetales los mejores tratamientos fueron el Tarwi con 62 por ciento de J₂ móviles siendo estadísticamente diferente a los demás, luego le sigue el Paico, Brócoli y Quinoa con 81, 84 y 86 por ciento de J₂ móviles siendo estadísticamente similares; sin embargo, la Quinoa es estadísticamente similar a la Higuierilla.

El tratamiento con mayor cantidad de J₂ móviles fue el testigo agua destilada cuyo valor fue 100 por ciento siendo estadísticamente similar a Laurel rosa y Floripondio con 94 por ciento de juveniles móviles, luego le sigue la Higuierilla y Quinoa con 92 y 86 juveniles móviles.

Tabla 10: Comparación de medias de Duncan del número de J₂ móviles después de ser expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\log \sqrt{x + 1}$) a concentración de 500 ppm

Tratamiento	Promedio				
Oxamyl	0	A			
Tarwi 500 ppm	62	B			
Paico 500 ppm	81	C			
Brócoli 500 ppm	84	C			
Quinoa 500 ppm	86	C	D		
Higuierilla 500 ppm	92		D	E	
Laurel rosa 500 ppm	94			E	F
Floripondio 500 ppm	94			E	F
Agua destilada	100				F

b) Prueba de movilidad de J₂ a la concentración de 700 ppm

Estos datos fueron previamente transformados a $\sqrt{x + 1}$. Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 8, demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 2.41 por ciento indica que los resultados obtenidos son altamente confiables

En la tabla 11 se observa la comparación de medias de Duncan, donde el tratamiento testigo químico (Oxamyl) presento 0 por ciento de huevos eclosionados siendo estadísticamente diferente y el de mejor resultado en comparación con los demás tratamientos.

Dentro de los extractos vegetales el mejor tratamiento fue Tarwi con 53 por ciento de J₂ móviles siendo estadísticamente diferente a los demás tratamientos, le sigue el Paico, Quinoa y Brócoli con 74, 78 y 79 por ciento siendo estadísticamente

El tratamiento con mayor cantidad de huevos eclosionados fue el testigo agua destilada cuyo valor fue 100 por ciento siendo estadísticamente diferente a los demás tratamientos, le sigue Floripondio, Higuerilla, Laurel rosa con 89,88, y 87 por ciento de juveniles móviles siendo estadísticamente similares.

Tabla 11: Comparación de medias de Duncan del número de J₂ móviles después de ser expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\log \sqrt{(x+1)}$) a concentración de 700 ppm

Tratamiento	Promedio		
Oxamyl	0	A	
Tarwi 700 ppm	53	B	
Paico 700 ppm	74	C	
Quinoa 700 ppm	78	C	
Brócoli 700 ppm	79	C	
Laurel rosa 700 ppm	87		D
Higuerilla 700 ppm	88		D
Floripondio 700 ppm	89		D
Agua destilada	100		E

c) Prueba de movilidad de J₂ a la concentración de 1000 ppm

Estos datos fueron previamente transformados a $\sqrt{x + 1}$. Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 9, demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 2.44 por ciento indica que los resultados obtenidos son altamente confiables.

En la tabla 12 se observa la comparación de medias de Duncan, donde el tratamiento testigo químico (Oxamyl) presentó 0 por ciento de J₂ móviles siendo estadísticamente diferente y el de mejor resultado en comparación con los demás tratamientos.

Dentro de los extractos vegetales el mejor tratamiento es el Tarwi con 45 por ciento de J₂ móviles siendo estadísticamente diferente a todos los demás tratamientos, le sigue la quinua y el Paico con 66 y 67 por ciento de J₂ móviles.

El tratamiento con mayor cantidad de huevos eclosionados fue el testigo agua destilada cuyo valor fue 100 por ciento siendo estadísticamente diferente a los demás tratamientos, le sigue Floripondio e Higuierilla con 81 y 79 por ciento de juveniles móviles siendo estadísticamente similares. El brócoli y Laurel rosa con 74 y 72 J₂ móviles siendo estadísticamente similares están en un nivel intermedio.

En las tablas de comparación de medias de Duncan 10, 11 y 12; se observa que a medida que la concentración de extractos vegetales aumenta se va definiendo que los mejores extractos vegetales son el Tarwi, Quinua y Paico; mientras que los que menor inhiben la eclosión de huevos son Laurel rosa, Brócoli, Floripondio e Higuierilla.

Tabla 12: Comparación de medias de Duncan del número de J2 móviles después de ser expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\log \sqrt{(x+1)}$) a concentración de 1000 ppm

Tratamiento	Promedio			
Oxamyl	0	A		
Tarwi 1000 ppm	45	B		
Quinoa 1000 ppm	66		C	
Paico 1000 ppm	67		C	
Brócoli 1000 ppm	72			D
Laurel rosa 1000 ppm	74			D
Higuerilla 1000 ppm	79			E
Floripondio 1000 ppm	81			E
Agua destilada	100			F

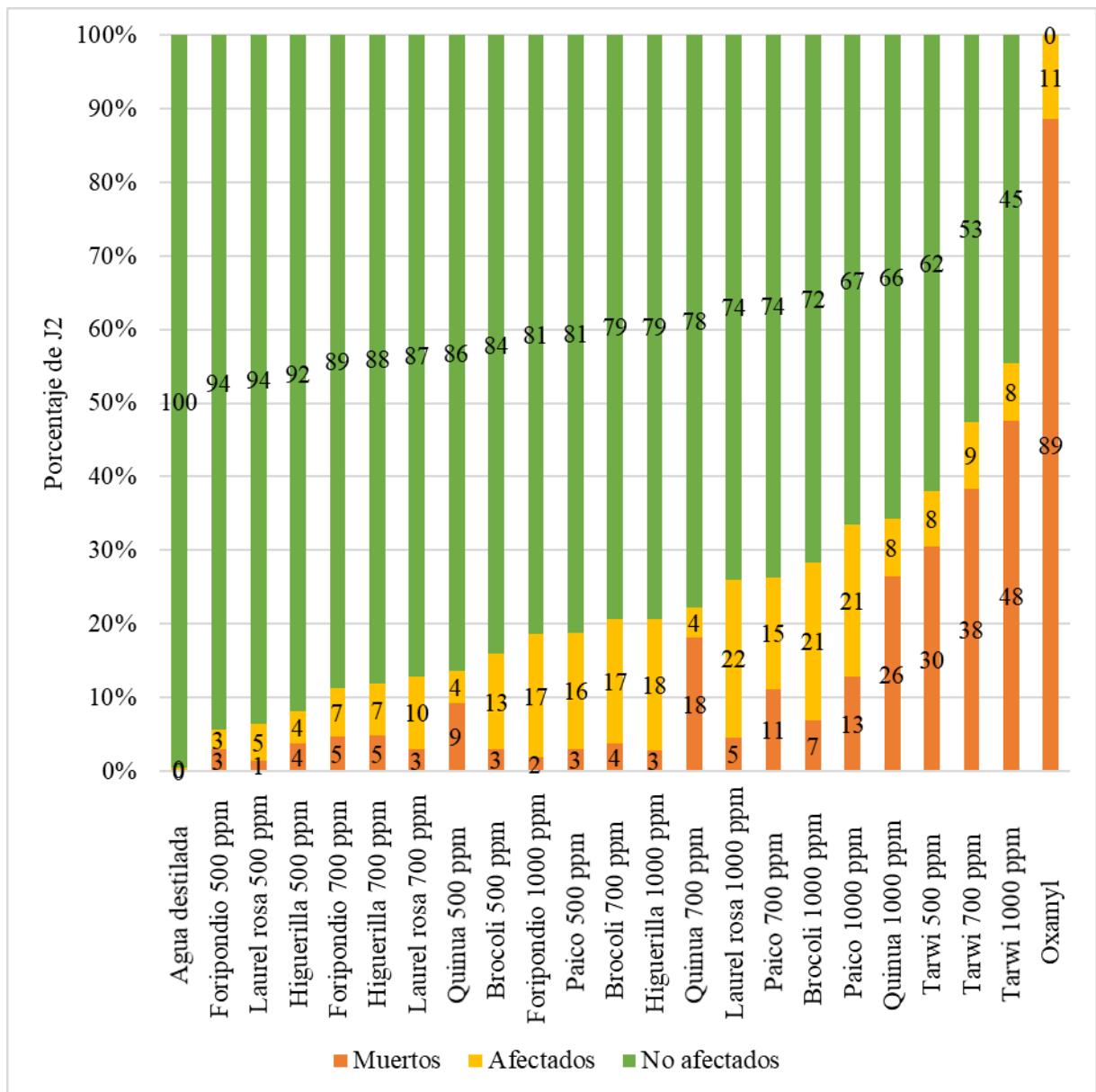


Figura 8: Porcentaje de J_2 de *Meloidogyne incognita* no afectados, afectados y muertos tras la exposición a los tratamientos

Después de las evaluaciones en los tratamientos se procedió a colocar los J_2 que no pasaron la malla en agua destilada por nueve días más y se contabilizó el número de juveniles que si recobraron la movilidad y traspasaron la malla. Para poder analizar esta información la cantidad inicial de J_2 se consideró como el 100 por ciento para cada tratamiento. Así se determinó el porcentaje de J_2 no afectados (número de J_2 que tuvieron movilidad en soluciones de los tratamientos), porcentaje de J_2 muertos (número de J_2 que no recobraron movimiento en los tratamientos ni en agua destilada) y porcentaje de J_2

afectados en su movimiento (número de J₂ que recobraron la movilidad en agua destilada).

En la figura 8 se observa que en el tratamiento químico (Oxamyl), el 100% de J₂ fue afectado en su movimiento el 11 por ciento recobro el movimiento en agua destilada y el 89 por ciento de los J₂ estuvieron muertos, por lo tanto, a este nivel se tiene un efecto más nematicida que nemástático.

Dentro de los extractos vegetales los mejores tratamientos fueron el Tarwi 1000 ppm con 57 por ciento de J₂ afectados seguido de la Quinoa 1000 ppm con 47 por ciento de J₂ afectados en ambos casos a nivel de movimiento de J₂ se obtuvo un efecto más nematicida que nemástático.

El efecto nemático se debe a ciertos compuestos tóxicos para el nematodo, sin embargo los componentes específicos no se han identificados.

4.2 Prueba en invernadero

En las tres pruebas los mejores tratamientos fueron: El testigo químico (Oxamyl), el Tarwi y la Quinoa.

El Tarwi según los resultados obtenidos en la prueba in vitro tuvo un efecto más nematicida que nemástático sobre la movilidad de los juveniles, sin embargo, a nivel de huevos libres tuvo un efecto más nemástático. Esto se debería a los alcaloides presentes en la semilla del Tarwi como Lupina, Lupanina, hidroxolupanina, esparteína, termopsin, angustifolina (Ortega *et al.*, 2010; Camacho y Uribe ,1995). Esto concuerda con estudios realizados que demostraron un efecto negativo en la sobrevivencia de *Nacobus* spp. (Velásquez, 2013)

La quinoa es un alimento con gran cantidad de nutrientes para la salud humana. Sin embargo, según Ruales (1992) también presenta compuestos antinutricionales como taninos, inhibidores de proteasa, ácido fítico y saponinas que se encuentran en la capa externa del epispermo. Para este ensayo lo que se uso fue la cascarilla que queda como

desecho secundario de la trilla de la quinua. Se han reportado distintas actividades biológicas atribuidas a las saponinas, entre las que destacan. hemolítica, insecticida, antiparasitaria, antimicótica y anticancerígena (Sparg et al., 2004). Por consiguiente, los datos obtenidos nos indican que también tiene un efecto nemástatico. Esto concuerda con los estudios realizados por Mecinas (1994), quien realizó un experimento en invernadero, en el cual evaluó el efecto de la saponina de la quinua, sobre *M. incognita*, en su análisis de población final y grado de nodulación encontró que hubo un control significativo y ningún efecto tóxico sobre la planta.

Se realizó el ensayo en invernadero para determinar que extracto vegetal presenta mejor efecto sobre el nematodo en condiciones más similares a un cultivo en campo. Teniendo en cuenta que una vez que el producto entra en contacto con el suelo y el medio ambiente se va metabolizar y perderá su efecto.

4.2.1 Peso fresco de la parte aérea

Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA Anexo 10, demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 29.49 por ciento se considera ideal bajo condiciones de invernadero.

En la prueba de comparación de media de Duncan (Tabla 13) y en la figura 9, el tratamiento que no fue inoculado con nematodos tuvo el mayor peso con 35.57 gramos siendo estadísticamente diferente a todos los demás. Luego se encuentra el testigo químico (Oxamyl) con 24.39 gramos siendo estadísticamente similar al extracto de Tarwi 5000 ppm con 22.02 gramos; sin embargo, este último es estadísticamente similar a la quinua 5000 ppm, Tarwi 3000 ppm y quinua 2000 ppm.

Los tratamientos que presentan menor peso fresco de follaje fueron el control (con nematodos) con 11.68 gramos siendo estadísticamente similar a Tarwi 2000 ppm, Quinua 3500 ppm, quinua 2000 ppm, Tarwi 3500 ppm y Quinua 5 000 ppm con 13.68, 14.43, 16.10, 16.10 y 16.25 gramos respectivamente.

Hay que resaltar que para este ensayo se va considerar como mejor tratamiento al Tarwi 5000 ppm ya que es estadísticamente similar al testigo químico y diferente estadísticamente al control con nematodos.

Tabla 13: Comparación de medias de Duncan sobre el peso fresco de la parte aérea en el control de *Meloidogyne incognita*

Tratamiento	Promedio			
Con nematodos	11.68	A		
Tarwi 2 000 ppm	13.68	A		
Quinoa 3 500 ppm	14.43	A		
Quinoa 2 000 ppm	16.10	A	B	
Tarwi 3 500 ppm	16.10	A	B	
Quinoa 5 000 ppm	16.25	A	B	
Tarwi 5 000 ppm	22.02		B	C
Oxamyl	24.39			C
Sin nematodos	35.57			D

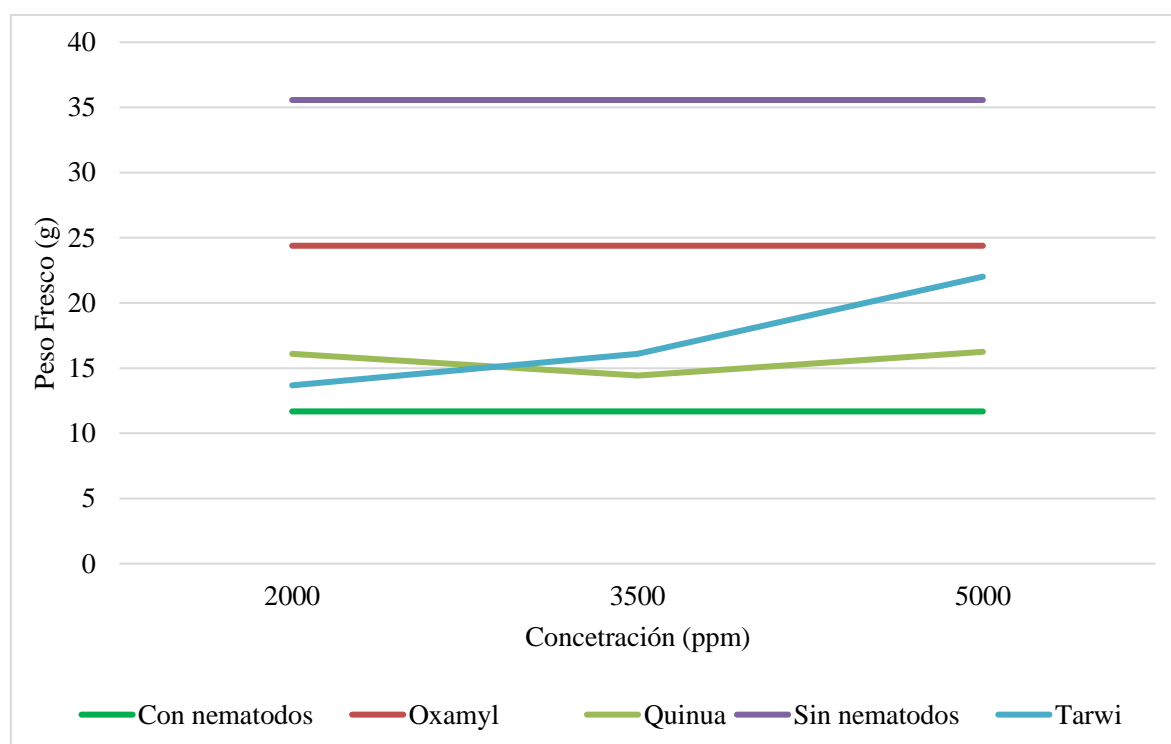


Figura 9: Efecto de diferentes extractos vegetales y su concentración sobre el peso fresco de la parte aérea en el control de *Meloidogyne incognita*

4.2.2 Peso seco de la parte área

Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 11 demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 27.36 por ciento, el cual bajo condiciones de invernadero es considerado como ideal.

En la figura 10 y en la prueba de comparación de medias de Duncan (Tabla 14) se observa un aumento en el peso seco cuando se aumenta la concentración de los extractos vegetales.

En la prueba de comparación de Duncan (Tabla 14), el tratamiento que no fue inoculado con nematodos tuvo el mayor peso seco con 4.02 gramos siendo estadísticamente diferente a todos los demás. Este fue seguido del extracto vegetal Tarwi 5000 ppm con 2.52, siendo estadísticamente similar al testigo químico (Oxamyl) y la quinua 5000 ppm con 2.51 y 2.02 gramos.

Los tratamientos que presentan menor peso seco de follaje fueron el tratamiento control (con nematodos) con 1.33 gramos siendo estadísticamente similar a Tarwi 2000 ppm, Quinua 3500 ppm, quinua 2000 ppm, Tarwi 3500 ppm con 1.56, 1.62, 1.82, 1.85 gramos respectivamente.

Hay que resaltar que para este parámetro se va considerar como mejor tratamiento al Tarwi 5000 ppm ya que es estadísticamente similar al testigo químico y diferente estadísticamente al control con nematodos. La Quinua 5000 ppm no se va considerar debido a que es estadísticamente similar a Tarwi 2000 ppm, Quinua 3500 ppm, Quinua 2000 ppm y Tarwi 3500 ppm.

Tabla 14: Comparación de medias de Duncan sobre el peso seco de la parte aérea en el control de *Meloidogyne incognita*

Tratamiento	Promedio		
Con nematodos	1.33	A	
Tarwi 2 000 ppm	1.56	A	B
Quinoa 3 500 ppm	1.62	A	B
Quinoa 2 000 ppm	1.82	A	B
Tarwi 3 500 ppm	1.85	A	B
Quinoa 5 000 ppm	2.02	B	C
Oxamyl	2.51		C
Tarwi 5 000 ppm	2.52		C
Sin nematodos	4.02		D

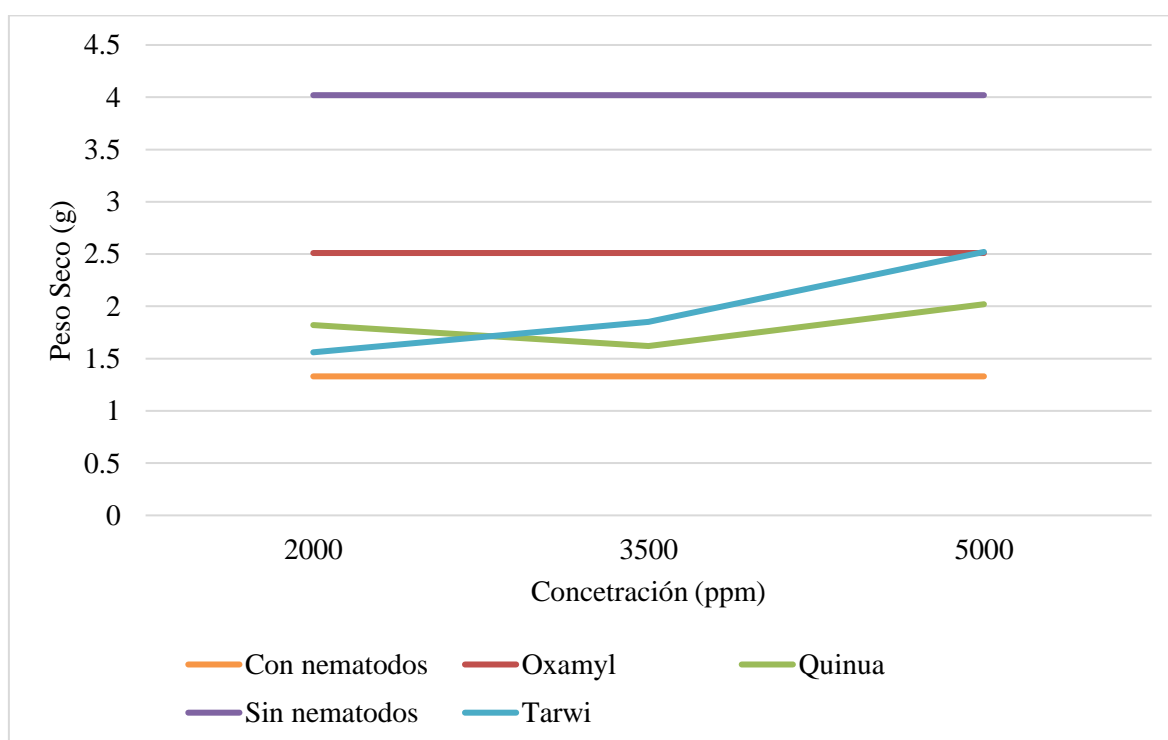


Figura 10: Efecto de diferentes extractos vegetales y su concentración sobre el peso seco de la parte aérea en el control de *Meloidogyne incognita*

4.2.3 Altura de la planta

Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 12 demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 16.82 por ciento lo cual es considerado bajo condiciones de invernadero como ideal.

En la figura 11 y en la prueba de comparación de medias de Duncan (Tabla 15) en los tratamientos extractos vegetales no hay diferencia significativa sobre la altura de la planta a medida que aumenta la concentración; sin embargo, a una concentración de 5 000 ppm del extracto vegetal de Tarwi se observa un ligero aumento de tamaño.

En la prueba de comparación de Duncan (Tabla 15), el tratamiento que no fue inoculado con *Meloidogyne* fue estadísticamente diferente a todos los demás tratamientos a excepción del testigo químico. Los tratamientos con el menor tamaño fueron Tarwi 3500 ppm, Tarwi 2000 ppm, control con nematodos, quinua 3500 ppm, quinua 5 000 ppm y Tarwi 5000 ppm con 28.42, 29.24, 29.7, 30.03, 30.67, 31.02 y 32.72 centímetros respectivamente siendo estadísticamente similares.

Hay que resaltar que para este parámetro se va considerar como mejores tratamientos el testigo sin nematodos y el testigo químico, sin embargo, podemos decir que la altura no es un buen indicador para determinar si hubo un efecto sobre las plantas de tomate. Esto concuerda con lo obtenido por Saire (2011) quien no tuvo diferencias significativas en el parámetro de altura en los tratamientos Sin nematodos, con nematodos y Oxamyl.

Tabla 15: Comparación de Duncan sobre la altura de planta en el control de *Meloidogyne incognita*

Tratamiento	Promedio		
Tarwi 3 500 ppm	28.42	A	
Tarwi 2 000 ppm	29.24	A	
Con nematodos	29.7	A	
Quinoa 3 500 ppm	30.03	A	
Quinoa 5 000 ppm	30.67	A	
Quinoa 2 000 ppm	31.02	A	
Tarwi 5 000 ppm	32.72	A	
Oxamyl	35.43	A	B
Sin nematodos	41.67		B

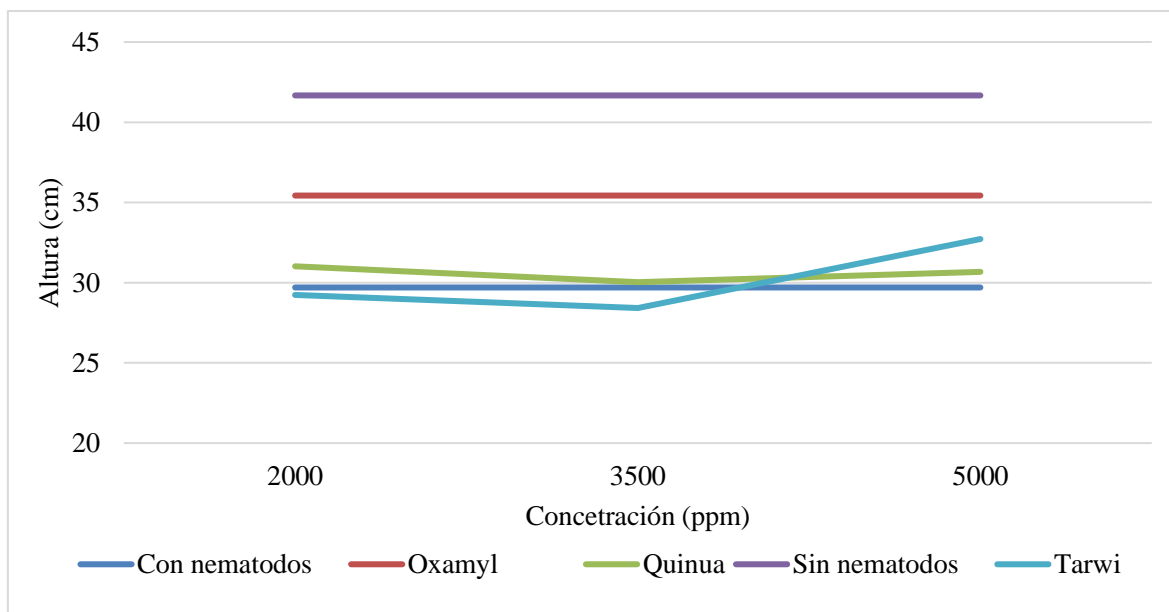


Figura 11: Efecto de diferentes extractos vegetales sobre la altura de planta en el control de *Meloidogyne incognita*

4.2.4 Peso fresco de la raíz

Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 13 demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 29.84 por ciento lo cual es considerado bajo condiciones de invernadero como ideal.

En la prueba de comparación de medias de Duncan (Tabla 16) y en la figura 12, el tratamiento que no fue inoculado con *Meloidogyne* fue estadísticamente similar al testigo químico y Tarwi 5000 ppm con 14.63 y 15.98 gramos respectivamente siendo los de mayor peso.

Dentro de los extractos vegetales el mejor fue Tarwi 5000 ppm es estadísticamente diferente al tratamiento con nematodos y la quinua 2000 ppm, pero es estadísticamente similar a los tratamientos restantes.

Este resultado no guarda relación con los datos obtenidos en el peso seco y fresco de la parte aérea donde el mejor resultado fue el Tarwi 5000 ppm y el Oxamyl, una razón que explica esto es que al pesar las raíces también se está pesando las masas de huevo, incluyendo a las hembras. Esto distorsiona los datos obtenidos, sería más recomendable tener el dato de peso seco de la raíz. Los datos con menor peso es el tratamiento con nematodos 5.27 gramos y es estadísticamente diferente a los demás tratamientos.

Tabla 16. Comparación de medias de Duncan sobre el peso fresco de raíz en el control de *Meloidogyne incognita*

Tratamiento	Promedio			
Con nematodos	5.27	A		
Quinua 2 000 ppm	10.77	B		
Tarwi 3 500 ppm	11.25	B	C	
Tarwi 2 000 ppm	12.80	B	C	
Quinua 5 000 ppm	12.98	B	C	
Quinua 3 500 ppm	13.35	B	C	
Oxamyl	14.63	B	C	D
Tarwi 5 000 ppm	15.98		C	D
Sin nematodos	18.97			D

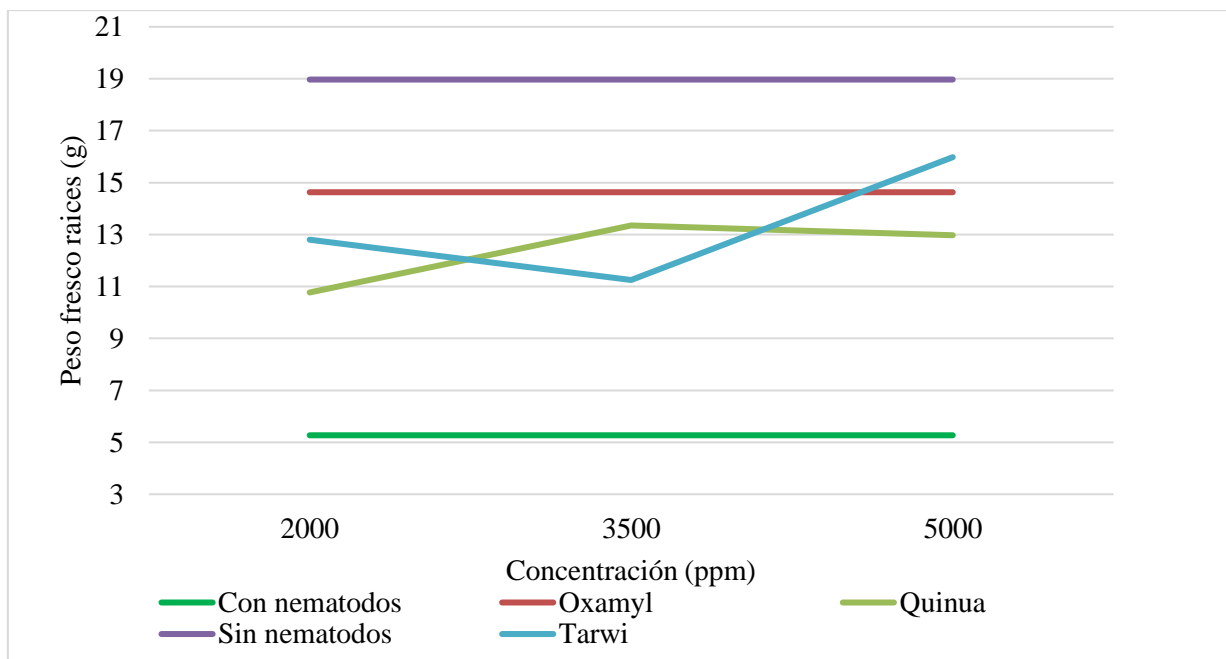


Figura 12: Efecto de diferentes extractos vegetales y su concentración sobre el peso fresco de raíz en el control de *Meloidogyne incognita*

4.2.5 Grado de nodulación Zeck

Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 14 demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás. El coeficiente de variación de 15.14 por ciento lo cual es considerado bajo condiciones de invernadero como ideal.

En la figura 13 se observa una disminución del grado de nodulación a medida de que se aumenta la concentración de los extractos vegetales. A una concentración de 5000 ppm el descenso del grado de nodulación es significativo.

En la prueba de comparación de Duncan (Tabla 17), el tratamiento que no fue inoculado con *Meloidogyne incognita* fue estadísticamente diferente a los demás tratamientos. Luego el testigo químico (Oxamyl) con grado 2.6 de nodulación fue estadísticamente similar a Tarwi 5 000 ppm y siendo estadísticamente diferente a los demás tratamientos. El tratamiento Tarwi 5000 ppm y Quinua 5 000 ppm con grados 4.2 y 4.7 respectivamente, los cuales son estadísticamente similares entre ellos; sin embargo, estadísticamente diferente a los demás.

El testigo inoculado con nematodos tuvo grado 7.3 y es estadísticamente similar a Tarwi 3500 ppm, Tarwi 2000 ppm, quinua 3500 ppm y Quinua 2 000 ppm.

Tabla 17: Comparación de Duncan sobre el grado de nodulación usando la escala ZECK en el control de *Meloidogyne incognita*

Tratamiento	Promedio			
Sin nematodos	0.0	A		
Oxamyl	2.6	B		
Tarwi 5 000 ppm	4.2	B	C	
Quinua 5 000 ppm	4.7		C	
Quinua 2 000 ppm	6.5			D
Tarwi 3 500 ppm	6.5			D E
Tarwi 2 000 ppm	6.5			D E
Quinua 3 500 ppm	7.0			D E
Con nematodos	7.3			E

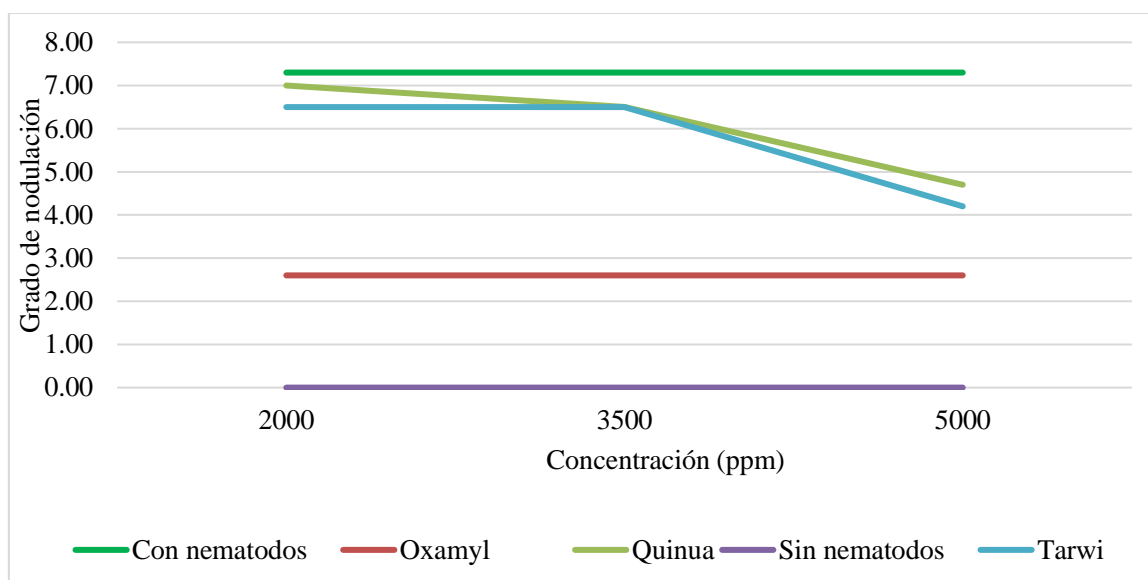


Figura 13: Efecto de diferentes extractos vegetales y su concentración sobre el grado de nodulación usando la escala ZECK en el control de *Meloidogyne incognita*

4.2.6 Grado de nodulación PIM

Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 15 demostraron que ninguno de los tratamientos es diferente a los demás, por lo tanto, no se puede hacer ninguna comparación (Tabla 18)

Respecto a esta escala, no es muy útil cuando se tiene tratamientos con número de nódulos mayores de 100 como se vio en los resultados en todos los tratamientos, por lo tanto, en estos casos se usa la escala Zeck que presenta 10 grados y está basado en una evaluación en base al porcentaje de la raíz que es dañada por el nematodo.

Tabla 18: Grado de nodulación usando la escala PIM para el control de *Meloidogyne incognita*

Tratamiento	Promedio
Sin nematodos	0.0
Oxamyl	5
Tarwi 5 000 ppm	5
Quinoa 5 000 ppm	5
Quinoa 2 000 ppm	5
Tarwi 3 500 ppm	5
Tarwi 2 000 ppm	5
Quinoa 3 500 ppm	5
Con nematodos	5

4.2.7 Numero de J₂/100 g de suelo

Los resultados obtenidos en el cuadro de ANOVA anexo 16 demostraron que al menos uno de los tratamientos es diferente a los demás El coeficiente de variación de 31.54 por ciento lo cual es considerado bajo condiciones de invernadero como ideal.

En la prueba de comparación de Duncan (Tabla 19), el tratamiento que no fue inoculado con *Meloidogyne* fue estadísticamente diferente a los demás tratamientos. Luego el testigo químico (Oxamyl) y Tarwi 5000 ppm con 8.29 y 10 J₂/100 g de suelo

respectivamente son estadísticamente similares. Después Tarwi 3500 ppm es estadísticamente similar a la Quinoa 5 000 ppm, sin embargo, esta última es estadísticamente similar a Tarwi 2000 ppm, quinoa 3 500 ppm, quinoa 2000 ppm y el tratamiento con nematodos.

Este parámetro tiene una relación directa con las escalas de nodulación. El testigo químico Oxamyl y el extracto vegetal Tarwi 5000 ppm fueron los mejores tratamientos. Es decir, a menor grado de nodulación haya menor número de juveniles en el suelo.

Tabla 19: Comparación de medias de Duncan sobre la población de suelo *de Meloidogyne incognita*

Tratamiento	Promedio			
Sin nematodos	0.00	A		
Oxamyl	8.29	B		
Tarwi 5 000 ppm	10.00	B		
Tarwi 3 500 ppm	17.50	C		
Quinoa 5 000 ppm	31.67	C	D	
Tarwi 2 000 ppm	43.00	C	D	
Quinoa 3 500 ppm	57.50		D	
Quinoa 2 000 ppm	68.17		D	
Con nematodos	93.33		D	

4.2.8 Numero de J₂ y huevos por gramo de raíz

Según los resultados de análisis de varianza número de J₂/g de raíz, se observa diferencias significativas en al menos un tratamiento siendo su coeficiente de variabilidad 7.8 (Anexo 17).

Los resultados de la prueba de comparación de Duncan (Tabla 20), el tratamiento que no fue inoculado con *Meloidogyne* fue estadísticamente diferente a los demás tratamientos. Luego el testigo químico (Oxamyl) y Tarwi 5000 ppm con 203.86 y 252.33 J₂/ g de raíz respectivamente son estadísticamente similares. Después Tarwi 3500 ppm es

estadísticamente similar a la Quinoa 5 000 ppm; sin embargo, esta última es estadísticamente similar a Tarwi 2000 ppm y quinua 3 500 ppm. Luego el testigo inoculado con nematodos y sin control tuvo la mayor cantidad de J₂ / g de raíz siendo estadísticamente diferente a los demás.

Hay que tener en cuenta que en esta etapa del cultivo la mayor cantidad de J₂ se encuentran en las raíces debido a que *Meloidogyne* es un nematodo sedentario y deposita sus masas de huevos dentro o sobre la raíz. Solo cuando las masas de huevos de este nematodo se encuentran maduras los huevos dentro de ella eclosionan y dejan salir a los juveniles 2 hacia el suelo. Al momento de lavar las raíces se pudo apreciar masas de huevos sobre las raíces, es decir aún se encontraban en una etapa inmadura por lo que encontrar una baja o nula población en suelo es normal.

Se observa que hay una relación directa entre el grado de nodulación y la cantidad de juveniles en las raíces, esto se debe al momento de analizar las muestras en la cual las condiciones eran favorables para que hay una constante reproducción de los nematodos.

Tabla 20: Comparación de medias Duncan sobre número de J₂ y huevos por gramo de raíz de *Meloidogyne incognita*

Tratamiento	Promedio			
Sin nematodos	0.00	A		
Oxamyl	203.86	B		
Tarwi 5 000 ppm	252.33	B		
Quinoa 5 000 ppm	3951.33	C		
Tarwi 3 500 ppm	6102.00	C	D	
Tarwi 2 000 ppm	6849.80	C	D	
Quinoa 3 500 ppm	7160.00	C	D	
Quinoa 2 000 ppm	10456.83		D	
Con nematodos	28326.50			E

4.2.9 Población al final de ensayo

Según los resultados de análisis de varianza de la población total, se observa diferencias significativas en al menos un tratamiento siendo su coeficiente de variabilidad 5.24 (Anexo 18).

La tabla 21 muestran los resultados de la prueba de comparación de Duncan. El tratamiento que no fue inoculado con *Meloidogyne* fue estadísticamente diferente a los demás tratamientos. Luego el testigo químico y Tarwi 5000 ppm con 2752 y 4016 J₂ y huevos respectivamente son estadísticamente similares. Después Quinoa 5000 ppm es estadísticamente similar a Tarwi 3500 ppm, sin embargo, esta última es estadísticamente similar a Tarwi 2000 ppm y quinoa 3 500 ppm. Luego el testigo inoculado con nematodos y sin control tuvo la mayor cantidad poblacional en el suelo siendo estadísticamente diferente a los demás.

Estos resultados nos indica que existe una relación indirecta entre la población total y los demás parámetros de evaluación, por lo tanto, los tratamientos con menor población Oxamyl y Tarwi 5000 ppm tuvieron los valores más altos en los parámetros peso fresco y peso del follaje, esto se debe a una buena absorción de agua y nutrientes. Sin embargo, los tratamientos con mayor población tuvieron peso fresco y peso del follaje.

Tabla 21: Comparación de medias de Duncan sobre la población final de *Meloidogyne incognita*

Tratamiento	Promedio				
Sin nematodos	0	A			
Oxamyl	2752	B			
Tarwi 5 000 ppm	4016	B			
Quinoa 5 000 ppm	47542	C			
Tarwi 3 500 ppm	68763	C	D		
Tarwi 2 000 ppm	83045	C	D	E	
Quinoa 3 500 ppm	95529		D	E	
Quinoa 2 000 ppm	104856			E	
Con nematodos	150567			E	

4.2.10 Tasa de reproducción

Según los resultados de análisis de varianza de tasa de reproducción, se observa diferencias significativas en al menos un tratamiento siendo su coeficiente de variabilidad 5.26 (Anexo 19)

En la figura 14 se observa una reducción de la tasa de reproducción a medida que se aumenta la concentración de los extractos vegetales. a una concentración de 2000 ppm la tasa de reproducción es alta en ambos extractos; sin embargo, a una concentración de 5000 ppm en el extracto vegetal Tarwi la tasa de reproducción disminuye siendo similar al testigo químico (Oxamyl).

La tasa de reproducción es un parámetro que nos indica si la población final es mayor que la población inicial, cuando es menor de 1 significa que la población final es menor al inóculo inicial, cuando es mayor que 1 quiere decir que la población final es mayor que la inicial.

La tabla 22 y figura 14 muestran los resultados de la prueba de comparación de Duncan. El tratamiento que no fue inoculado con *Meloidogyne* fue estadísticamente similar al testigo químico y Tarwi 5000 ppm siendo la población final menos de la mitad de inóculo inicial. Esto nos indica que tuvieron un efecto de control y se corrobora con los parámetros indirectos (peso seco y fresco del follaje). El resto de tratamientos tiene una tasa de reproducción mayor que uno, siendo el testigo con nematodos el de mayor tasa de reproducción con 7.5 esto se refleja en menor peso seco y fresco de follaje.

Tabla 22: Comparación de medias de Duncan sobre la tasa de reproducción de *Meloidogyne incognita*

Tratamiento	Promedio			
Sin nematodos	0.0	A		
Oxamyl	0.2	A		
Tarwi 5 000 ppm	0.2	A		
Quinoa 5 000 ppm	2.4	B		
Tarwi 3 500 ppm	3.5	B	C	
Tarwi 2 000 ppm	4.1	C	D	
Quinoa 3 500 ppm	4.7	C	D	
Quinoa 2 000 ppm	5.3		D	
Con nematodos	7.5			E

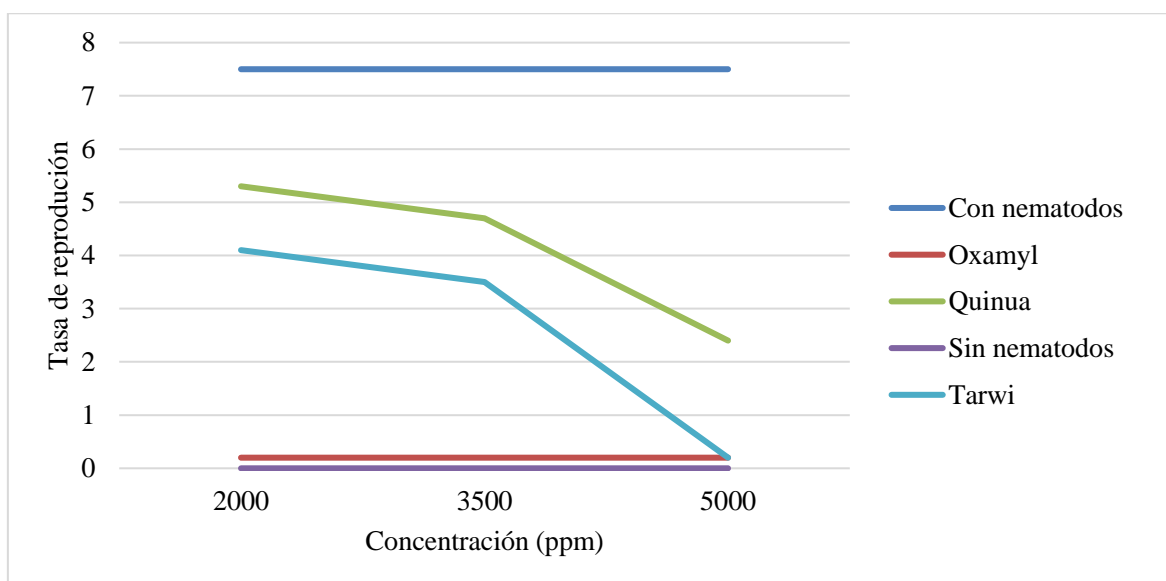


Figura 14: Efecto de diferentes extractos vegetales y la concentración sobre la tasa de reproducción de *Meloidogyne incognita*

4.2.11 Resumen de resultados de las pruebas en invernadero

Los parámetros evaluados, altura y peso fresco de raíz no serán considerados para el análisis de la mejora tratamientos para el control de *meloidogyne incognita*, la explicación ya fue expuesta. Los parámetros que sí nos van a permitir analizar los mejores

tratamientos son peso fresco y seco de la parte aérea, grado de nodulación, población en la raíz, población en el suelo, población total y la tasa de reproducción.

En la tabla 23 se observa al tratamiento Tarwi a 5000 ppm como el mejor extracto vegetal siendo estadísticamente similar al testigo químico. Los compuestos tóxicos del Tarwi inhiben el movimiento, la eclosión de huevos dentro y fuera de la masa mucilaginosa esto podría reducir la penetración de los nematodos en las raíces y disminuir la población como se ve en la tasa de reproducción menor de 1, sin embargo, la población que sobrevive es suficiente para generar disminución en el peso fresco y seco de la parte aérea en comparación con el tratamiento sin nematodos

Por lo tanto, el extracto de Tarwi puede sustituir al Oxamyl, siempre y cuando se realice diferentes estrategias de control, como múltiples aplicaciones y en momentos oportunos.

Tabla 23: Resumen de resultados obtenidos en las evaluaciones de invernadero

Tratamiento	PFPA (g)		PSPA (g)		APA (g)		PFR (g)		GNZ	J₂/100 cc suelo	J₂+ Huevo /100 g raíz	PT	TR					
Con nematodos	11.68	D	1.33	D	29.70	B	5.27	D	7.30	D	93.33	D	28326.50	E	150567.00	E	7.53	E
Tarwi 2 000 ppm	13.68	D	1.56	CD	29.24	B	12.80	CB	6.50	D	43.00	CD	6849.80	CD	83045.00	CDE	5.25	D
Quinoa 3 500 ppm	14.43	D	1.62	CD	30.03	B	13.35	CB	6.50	D	57.50	D	7160.00	CD	95529.00	DE	4.72	CD
Quinoa 2 000 ppm	16.10	CD	1.82	CD	31.02	B	10.77	C	7.00	D	68.17	D	10456.83	D	104856.00	DE	4.14	CD
Tarwi 3 500 ppm	16.10	CD	1.85	CD	28.42	B	11.25	CB	6.50	D	17.50	C	6102.00	CD	68763.00	CD	3.45	CB
Quinoa 5 000 ppm	16.25	CD	2.02	BC	30.67	B	12.98	CB	4.70	C	31.67	CD	3951.33	C	47542.00	C	2.37	B
Tarwi 5 000 ppm	22.02	CB	2.52	B	32.72	B	15.93	BA	4.20	C	10.00	B	252.33	B	4016.00	B	0.22	A
Oxamyl	24.39	B	2.51	B	35.43	AB	14.63	CBA	2.60	B	8.29	B	203.86	B	2752.00	B	0.17	A
Sin nematodos	35.57	A	4.02	A	41.67	A	18.97	A	0.00	A	0.00	A	0.00	A	0.00	A	0.00	A

*Parámetros evaluados: Peso fresco parte aérea (PFPA), Peso seco parte aérea (PSPA), Altura parte aérea (APA), Peso fresco raíz (PFR), Grado de nodulación Zeck (GNZ), Población total suma de J₂ y huevos en raíces y suelo (PT) y Tasa de reproducción (TR).

V. CONCLUSIONES

- Los tratamientos Tarwi y Quinoa a concentración de 1000 ppm afectan el comportamiento de *Meloidogyne* en las pruebas in vitro
- Los extractos de tarwi y quinua muestran efecto nematocida sobre los J2
- Los extractos de tarwi y quinua muestran efecto nemástático sobre los huevos fuera de la ooteca
- En el invernadero, el extracto tarwi 5000 ppm es efectivo para disminuir significativamente la tasa de reproducción de *Meloidogyne incognita*
- No se observó efectos fitotóxicos de los extractos utilizados en el tomate durante las pruebas de Invernadero

VI. RECOMENDACIONES

- Se debe aumentar la dosis de Tarwi para determinar si es posible tener un mayor efecto sobre el comportamiento del nematodo y determinar si es económicamente viable obtener la cantidad de solución para un ensayo en campo.
- Se debe probar en condiciones de campo y con un cultivo comercial para determinar si sería eficiente el extracto de tarwi.
- Se debe investigar en los tipos de formulación, y la residualidad de control del tarwi en campo.

VII. BIBLIOGRAFIA

- Adrian, A.F; Evans; Roland, N.P (2009). Hatch and host location. In Perry, R.N.; Moens, M.; Starr, J.L. (Eds.) Root-knot Nematodes. London, UK. CAB International. p. 201-2019
- Agrios, G.N. (2005). Plant pathology (5° ed.). New York. Elsevier Academic Press.
- Arboleda, F.D.J.; Guzmán, O.; Mejía, L.F. (2012). Efecto de extractos cetónicos de higuierilla (*Ricinus communis* linneo.) sobre el nematodo barrenador [*Radopholus similis* (cobb.) thorne] en condiciones in vitro. Revista luna azul 2012. 28-47 p.
- Beingolea, O. (1971). Principales plagas del tomate en los valles de la costa. En Resúmenes II Congreso Peruano de Fitopatología. Lima, Perú. 75p. 33-50.
- Bello, A.; Escuer, M.; Pastrana, M.A. (1996). Nematodos Fitoparásitos y su control en ambientes mediterráneos. En. G. Llacer; M.M. López; A. Trapero; A. Bello (Eds.). Patología Vegetal. SEF, Phytoma España, Valencia, 1039-1069.
- Bridge, J.; Page, S. (1980). Estimation of root-knot nematodes infestation levels on roots using a rating chart. *Tropical Pest Management* 26. 296-298.
- Camacho, L.; Uribe, L. (1995). Intoxicación por agua de *Lupinus mutabilis* (“chocho”). Boletín Sociedad Peruana De Medicina Interna. Lima, Perú 8.35-37.
- Canto-Sáenz, M. (2014). Separatas del Curso de Nematología. Lima, Perú. Escuela de Posgrado. Especialidad de Fitopatología. Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Cepeda, S. (1996). Nematología Agrícola. México. Editorial Trillas. 302 p.

- Céspedes V.A.; Corral, S.A.; Díaz, O.C.; Morales, F. J. (1999). Efecto del *Nerium oleander* l. en modelo de corazón aislado de cobayo. Cuba. *Cubana Plant Med.*3 (2).74-8.
- Chavez, E.; United, P. (1979). El programa de producción de lupino, tarwi o chocho en el Perú, en. Gross, R. y Tuesta, L. Proyecto Lupino. Instituto Nacional de Salud, Informe N°4.Lima, Perú. 48p.
- Chitwood, D.J; Perry, R.N. (2009). Reproduction, Physiology and Biochemistry. In Perry, R; Moens, M; Starr, J. eds. Root-knot nematodes. London, UK. CAB International. p. 182-194.
- Christie, J.R. (1970). Nematodos de los vegetales su ecología y su control. AID. Distrito Federal -México. 59 p.
- Coyne, D; Fourie, H; Moens, M. (2009). Current and Future Management Strategies in Resource-poor Farming. In Perry, RN.; Moens, M.; Starr, JL. (Eds.) Root-knot Nematodes. London, UK. CAB International. p. 444-466
- Curtis, R.H.C; Robinson, A.F; Perry, R.N. (2009). Hatch and host location. In Perry, RN; Moens, M; Starr, JL. eds. Root-knot nematodes. London, UK. CAB International. p. 139-155.
- Cruz, C.; Rodríguez, M.; Ortiz, L.C. (2014). Efecto insecticida in vitro del extracto etanólico de algunas plantas sobre la mosca adulta *Haematobia irritans*. *Rev. Cubana Plant Med.* 16(3). 216-226.
- Díez, R.M.; López, P.J.; Bello, P.A.; Urbano, T.P. (2010). Biodesinfección de suelos y manejo agronómico. Ministerio de Medio Ambiente, y Medio Rural y Marino.España.408 p.
- Evans, A.A.; Perry, R.N. (2009). Survival mechanisms. In Perry, R.N; Moens, M; Starr, J.L. eds. Root-knot nematodes. London, UK. CAB International. p. 201-219.

- Gómez, P.L.; Barra, E.A. (2011). Catálogo del Banco de germoplasma de Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). Lima, Perú.UNALM.184p.
- Hernández, O; Arias, D; Gómez, L; Belkis, P; Ileana, M; Rodríguez, M. (2012). Elementos del ciclo de vida de población cubana de *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White) Chitwood en *Solanum lycopersicum* L. Rev. Protección Veg. 2012; 27(3). 188-193.
- Hidalgo, A.D. (2008). Actividad nematocida sobre *Meloidogyne hapla* de extractos acuosos de especies arbóreas y arbustivas de la zona sur de Chile. Tesis Ing. Agrónomo. Valdivia, Chile. Facultad De Ciencias Agrarias, Universidad Austral De Chile.
- Hussey, R; Barker, R. (1973). A comparison of methods of collecting and Inoculation of *Meloidogyne* spp. Plant Disease. 57.1020-1028.
- Instituto Nacional de Estadística e Informática. (2012). IV Censo Nacional Agropecuario en Perú. 2012.
- Insunza, B; Valenzuela, A. (1995) *Ditylenchus dipsaci* on Garlic (*Allium sativum*) with extracts of medicinal plants from Chile. NEMATROPICA. VOL 25. N° 1. 7 p.
- Jacobsen, S.E.; Mujica, A. (2006). "El tarwi (*Lupinus mutabilis* Sweet.) y sus parientes silvestres." *Botánica Económica de los Andes Centrales. Universidad Mayor de San Andrés* (2006). 458-482.
- Karsen, G.; Moens, G. (2009). Root-Knot Nematodes. En. Perry, RM.; Moens, M.; Starr, JL. eds. Root-knot Nematodes. London, UK. CAB International. p. 59-90
- Kulitz, M; Ferreira D, Silva-Quadros, I da; Fontes, P; Vagner, T; Vidal, A. 2011. Prospecção fitoquímica das partes aéreas da Erva-De-Santa-Maria (*Chenopodium ambrosioides* L.).
- Krusberg, L.; Hirschmann, H. (1957). A survey of plant parasitic nematodes in UK. Plant Dis. Rep. 42. 604-686.

- Lujan, E.; Sarmiento, J.; Dale, W. (1992). El "paico" *Chenopodium ambrosioides* L., planta protectora de granos contra *Sitophilus oryzae*. Sociedad Entomológica del Perú, Lima. 34 p
- Marbán, M.N. (1988). Manejo de fitonematodos. In Seminario de Nematología. Memoria de los trabajos presentados en el Seminario Integrado de Nematodos en Hortalizas y Frutales. CATIE-MIP (Panamá). Serie técnica. N°135.
- Mecinas, L.M. (1994). Saponina de quinua (*Chenopodium quinoa*), su acción sobre *Meloidogyne incognita* en tomate (*Lycopersicon esculentum* Mil.) cv. Río Grande. Tesis Ing. Agrónomo. Lima, Perú. Facultad de Agronomía, UNALM. 71 p.
- Merino, P.P. (2004). Efecto de diferentes extractos de plantas en el comportamiento del nematodo del nódulo (*Meloidogyne incognita*, Chitwood 1949). Tesis Ing. Agrónomo. Lima, Perú. Facultad de Agronomía, Universidad Nacional Agraria La Molina. 88 p.
- Murga, G.S.; Colagiero, M.; Rosso, L.C; Finetti, S.M.; Ciancio, A. (2012). Root-knot nematodes from asparagus and associated biological antagonists in Peru. *Nematropica* 42.57-62.
- Ogusuku, E.; Gregor, J.; Dominique, E.; Furlong, M. (2008). Uso de insecticidas. contexto y consecuencias ecológicas. *Rev. Perú Med Exp Salud Pública*. 25(1).74-100.
- Ortega-David, E; Rodríguez, A; David, A; Zamora-Burano, A. (2010). Caracterización de semillas de lupino (*Lupinus mutabilis*) sembrado en los Andes de Colombia. *Acta Agronómica*, 59(1), 111-118.
- Oshodi, A; Ogungbenle, H; Oladimeji, M. (1999). Chemical composition, nutritionally valuable minerals and functional properties of benniseed, pearl millet and quinoa flours. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*. 50, 325-331.
- Pino, J.; Alvis, R. (2008). Efecto de *Brugmansia arborea* (L.) Lagerheim (Solanacea) en el sistema reproductor masculino de ratón. *Rev. Perú Biol*. vol.15, n.2., pp. 125-128.

- Reganault, C.; Philogene, B.J.; Vincent, C. (2004). Productos Fitosanitarios insecticidas de origen vegetal. promesas de ayer y de hoy. En. Philogene, B.J.R.; Reganault C.; Vincent (Eds). Biopesticidas de origen vegetal. México, D.F. Grupo Mundi-Prensa, 1-18p.
- Revelo, J. (2007). Nematodo del rosario de la raíz (*Nacobbus aberrans*) y nematodo del nudo de la raíz (*Meloidogyne incognita*). epidemiología, importancia y pertinencia de desarrollar un sistema de manejo integrado para optimizar su control en tomate de mesa en el valle del Chota. INIAP-UTN-SENACYT. Quito. 72 p.
- Román, J; Acosta, N. (1984). Nematodos diagnóstico y Combate. Mayagüez, Puerto Rico. Universidad De Puerto Rico, Servicio de Extensión Agrícola. 29 p.
- Rosane, H.C.; Curtis, A.; Forest, R.; Rolan N.P. (2009). Hatch and host location. In Perry, RN.; Moens, M.; Starr, JL. (Eds.) Root-knot Nematodes. London, UK. CAB International. p. 139-155
- Ruales. J. (1992). Development of an infant food from quinoa *Chenopodium quinoa* Willd. Technological aspects and nutritional consequences. Dissertation University of Lund, Sweden. pp. 13-43.
- Ruíz, J.A.; Piedrahita, A.G.; Henao, J.F.R. (2010). Efecto in vitro de extractos acuosos de higuera (*Ricinus communis* Linneo) sobre el nematodo barrenador [*Radopholus similis* (Cobb) Thorne]. Manizales, Colombia. Revista Agronomía.v.18, 82p.
- Saire L. (2017). Productos químicos alternativos e ingredientes activos comerciales nuevo para el control de *Meloidogyne incognita* en tomate en invernadero. Tesis Ing. Agrónomo. Lima, Perú. Facultad de Agronomía, Universidad Nacional Agraria La Molina

- Saldivar, J.L.; Canto-Saenz. (1989). Posibles plantas antagónicas a *Pratylenchus Flakkensis*. En. Resumen del primer congreso de Nematología. UNAM, Iquitos, Perú.
- Sasanelli, N. (1992). Nematicidal activity of aqueous extracts from leaves of rut graveolens on xiphinema index. *Nematologia Mediterranea* 20.53-55.
- Sasser, J.N.; Freckman, D.W. (1987). World perspective on nematology. The role of society. pp. 7-14.
- Sasser, J.; Carter, C. (1985). An advanced Treatise on Meloidogyne. Biology and Control. North Carolina State University Graphics, North Carolina, U.S.A. 422 p.
- Siddiqui, M.A.; Haseeb, A.; Mashkoo A. (1987). Evaluation of nematicidal properties in some latex bearing plants. *Indian Journal of Nematology*. Vol 17.
- Sparg, S.; Ligth, M.; Van-Staden, J. (2004). Biological activities and distribution of plant Saponins. *J. Ethnopharmacol.*
- Starr, J. L., Cook, R. J., & Bridge, J. (2002). *Plant Resistance to Parasitic Nematodes*. CABI Pub.
- Taylor, A; Sasser, J. (1983). Biología, identificación y control de los nematodos del nódulo de la raíz (especies de Meloidogyne). Carolina del Norte. IMP. 211 p.
- Topping, M.D; Henderson, R.T.S; Luczynska, C.M; Woodmass, A. (1982). Castor bean allergy among workers. in the felt industry. *Allergy*, 37. 603-608.
- Torres, A.; Ricciardi, G.; Agrelo-Nassiff, A.; Ricciardi, A. (2002). Aceite esencial de *Chenopodium ambrosioides* L., (paico macho). 15 p Disponible desde internet en. <http://www.unne.edu.ar/cyt/2002/08-Exactas/E-019.pdf>
- Vega-Galvez, A.; Miranda, M.; Vergara, J; Uribe, E.; Puente, L.; Martinez, E.A. (2010). Nutrition facts and functional potential of quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.). An ancient Andean grain. *Sci Food Agric*. 90(15).2541-7.

- Vegas, A.; Guillermo, P. (2010). Efecto de extractos acuosos y etanólicos de diferentes plantas sobre la eclosión de los huevos de *Meloidogyne enterolobii*. Fitopatología Venezuela 23:26-31. Disponible en <http://www.sovefit.com.ve/boletines/23-2/DOC3.pdf>
- Velásquez, P. (2013). Extractos de plantas con potencial nematicida en el control del falso nematodo del nódulo de la raíz (*Nacobbus* spp.) in vitro. Tesis para optar el título de ingeniero agrónomo. Universidad Nacional del Altiplano.
- Verónica-Cañedo, K. (1992). Efecto de la saponina de la quinua en las principales plagas de papa en condición de invernadero. En. Resumen del XXXIV convención nacional de entomología. Lima, Perú. Sociedad Entomológica Del Perú. SEP
- Vinueza, S.; Crozzoli, R.; Perichi, G. (2006). Evaluación in vitro de extractos acuosos de plantas para el control del nematodo agallador *Meloidogyne incognita*. Fitopatol. Venez. 31p
- Whitehead, A.G. (1998). Plant Nematode Control. CAB International, London, U.K.400 p.
- ZECK, W. M. (1971). A rating scheme for field evaluation of root-knot nematode infestations. Pflanzenschutz-Nachrichten Bayer. 24: 1, 141-144

VIII. ANEXOS

Anexo 1. Análisis de varianza sobre número de huevos eclosionados en la ooteca de *M. incognita* expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\log(x+1)$). A una concentración de 500 ppm

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	14.89	1.86	1311.74	<0.0001
Error	27	0.04	.0		
Error Total	35	14.93			

Coefficiente de variabilidad. 1.75

Significación al 0.05 de probabilidad.

Promedio. 660

Anexo 2. Análisis de varianza sobre número de huevos eclosionados en la ooteca de *M. incognita* expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\log(x+1)$) a una concentración de 700 ppm

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	14.29	1.79	655.87	<0.0001
Error	27	0.07	.0		
Error Total	35	14.36			

Coefficiente de variabilidad. 2.01

Significación al 0.05 de probabilidad.

Promedio. 599

Anexo 3. Análisis de varianza sobre número de huevos eclosionados en la ooteca de *M. incognita* expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\log(x+1)$) a una concentración de 1000 ppm

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	13.5	1.69	719.61	<0.0001
Error	27	0.06	.0		
Error Total	35	14.11			

Coefficiente de variabilidad. 2.01

Significación al 0.05 de probabilidad.

Promedio. 507

Anexo 4. Análisis de varianza sobre número de huevos eclosionados fuera de la ooteca de *M. incognita* expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\sqrt{x+1}$) a una concentración de 500 ppm

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	206.84	25.85	490.54	<0.0001
Error	27	1.42	0		
Error Total	35	208.26			

Coefficiente de variabilidad. 3.18

Significación al 0.05 de probabilidad.

Promedio. 57

Anexo 5. Análisis de varianza sobre número de huevos eclosionados fuera de la ooteca de *M. incognita* expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\sqrt{x+1}$) a una concentración de 700 ppm

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	214.87	26.86	268.93	<0.0001
Error	27	2.7	0		
Error Total	35	217.56			

Coefficiente de variabilidad. 4.77

Significación al 0.05 de probabilidad.

Promedio. 49

Anexo 6. Análisis de varianza sobre número de huevos eclosionados fuera de la ooteca de *M. incognita* expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\sqrt{x + 1}$ a una concentración de 1000 ppm

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	11.13	1.39	239.69	<0.0001
Error	27	0.16	0.01		
Error Total	35	11.29			

Coefficiente de variabilidad 5.37

Significación al 0.05 de probabilidad.

Promedio 45

Anexo 7. Análisis de varianza sobre número de J₂ móviles de *M. incognita* expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\sqrt{x + 1}$ a una concentración de 500 ppm

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	259.09	32.39	685.14	<0.0001
Error	27	1.28	0.05		
Error Total	35	260.36			

Coefficiente de variabilidad. 10.32

Significación al 0.05 de probabilidad.

Promedio. 77

Anexo 8. Análisis de varianza sobre número de J₂ móviles de *M. incognita* expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\sqrt{x + 1}$ a una concentración de 700 ppm

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	246.62	30.83	801.6	<0.0001
Error	27	1.04	0.04		
Error Total	35	247.66			

Coefficiente de variabilidad. 2.41

Significación al 0.05 de probabilidad.

Promedio. 72

Anexo 9. Análisis de varianza sobre número de J₂ móviles de *M. incognita* expuestos a los extractos vegetales (Datos transformados $\sqrt{x + 1}$ a una concentración de 1000 ppm

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	227.01	28.38	802.66	<0.0001
Error	27	0.95	0.04		
Error Total	35	227.96			

Coefficiente de variabilidad. 2.44

Significación al 0.05 de probabilidad.

Promedio. 65

Anexo 10. Análisis de varianza del peso fresco de la parte aérea de tomate expuestos a los tratamientos.

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	2637.840	329.730	10.38	<0.0001
Error	45	1429.510	31.770		
Error Total	53	4067.350			

Coefficiente de variabilidad. 29.49

Significación al 0.05 de probabilidad

Promedio. 18.91

Anexo 11. Análisis de varianza del peso seco de la parte aérea de tomate expuestos a los tratamientos.

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	31.400	3.930	11.29	0.003
Error	45	15.650	.350		
Error Total	53	47.050			

Coefficiente de variabilidad. 27.36

Significación al 0.05 de probabilidad

Promedio. 2.14

Anexo 12. Análisis de varianza altura parte aérea de tomate expuestos a los tratamientos

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	830.130	103.77	3.530	0.003
Error	45	1320.950	29.350		
Error Total	53	2151.080			

Coefficiente de variabilidad. 16.82

Significación al 0.05 de probabilidad

Promedio. 32.1

Anexo 13. Análisis de varianza del peso fresco de la raíz de tomate expuestos a los tratamientos

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	693.310	86.660	5.83	0.003
Error	45	668.920	14.860		
Error Total	53	1362.230			

Coefficiente de variabilidad. 29.89

Significación al 0.05 de probabilidad

Promedio. 12.89

Anexo 14. Análisis de varianza del grado de nodulación de las raíces ZECK

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	292.510	35.560	64.75	0.003
Error	45	25.410	.560		
Error Total	53	317.930			

Coefficiente de variabilidad. 15.14

Significación al 0.05 de probabilidad

Promedio. 5

Anexo 15. Análisis de varianza del grado de nodulación de las raíces PIM

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	133	16.67	sd	sd
Error	45	0	.560		
Error Total	53	133			

Anexo 16. Análisis de varianza de la población de J₂/100 cc de suelo expuestos a los tratamientos (Datos transformados $\sqrt{x + 1}$)

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	22.070	2.760	19.120	0.003
Error	45	6.490	.140		
Error Total	53	28.560			

Coefficiente de variabilidad. 31.54

Significación al 0.05 de probabilidad

Promedio. 36.61

Anexo 17. Análisis de varianza de la población de J₂/g de raíz de la planta de tomate al ser expuesta a los tratamientos (Datos transformados $\sqrt{x + 1}$)

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	92.700	11.590	202.89	0.003
Error	45	2.570	.060		
Error Total	53	95.270			

Coefficiente de variabilidad. 7.8

Significación al 0.05 de probabilidad

Promedio. 7033.63

Anexo 18. Análisis de varianza de la población total final en los tratamientos (Datos transformados $\sqrt{x + 1}$)

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	130.580	16.320	396.680	0.003
Error	45	1.990	.040		
Error Total	53	132.560			

Coefficiente de variabilidad. 5.26

Significación al 0.05 de probabilidad

Promedio. 61897

Anexo 19. Análisis de varianza de tasa de reproducción

Fuente	Grados De Libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio Del Error	F. Cal.	Sig.
Tratamientos	8	337.950	42.240	35.810	0.003
Error	45	53.080	1.180		
Error Total	53	391.030			

Coefficiente de variabilidad. 5.26

Significación al 0.05 de probabilidad

Promedio. 3.1

Anexo 20. Datos reales de la prueba de eclosión de huevos dentro de la masa mucilaginosa

Tratamiento		N° huevos eclosionados									
		Producto				Agua			Producto	Agua	Muertos
		27/05/2018	30/05/2018	3/06/2018	6/06/2018	9/06/2018	12/06/2018				
Higüeilla 500 ppm	T1R1	252	321	201	5	2	0	774	7	123.25	
Higüeilla 500 ppm	T1R2	263	301	201	6	2	0	765	8	131.25	
Higüeilla 500 ppm	T1R3	205	354	199	4	4	1	758	9	137.25	
Higüeilla 500 ppm	T1R4	239	298	231	7	3	0	768	10	126.25	
Higuerilla 700 ppm	T2R1	160	149	237	6	4	1	546	11	347.25	
Higuerilla 700 ppm	T2R2	201	252	301	5	4	3	754	12	138.25	
Higuerilla 700 ppm	T2R3	194	196	299	8	5	4	689	17	198.25	
Higuerilla 700 ppm	T2R4	198	235	212	7	4	2	645	13	246.25	
Higuerilla 1000 ppm	T3R1	244	199	198	12	7	5	641	24	239.25	
Higuerilla 1000 ppm	T3R2	202	125	102	11	9	4	429	24	451.25	
Higuerilla 1000 ppm	T3R3	198	287	107	15	8	3	592	26	286.25	
Higuerilla 1000 ppm	T3R4	208	262	113	7	11	6	583	24	297.25	
Floripondio 500 ppm	T4R1	266	207	201	3	1	2	674	6	224.25	
Floripondio 500 ppm	T4R2	274	213	398	4	5	0	885	9	10.25	
Floripondio 500 ppm	T4R3	235	285	199	4	5	1	719	10	175.25	
Floripondio 500 ppm	T4R4	266	253	289	6	3	0	808	9	87.25	
Floripondio 700 ppm	T5R1	130	149	200	9	5	2	479	16	409.25	
Floripondio 700 ppm	T5R2	268	203	212	8	6	3	683	17	204.25	
Floripondio 700 ppm	T5R3	301	234	189	8	4	3	724	15	165.25	
Floripondio 700 ppm	T5R4	232	189	265	5	7	4	686	16	202.25	
Floripondio 1000	T6R1	254	176	181	33	19	10	611	62	231.25	
Floripondio 1000	T6R2	225	187	183	33	24	12	595	69	240.25	
Floripondio 1000	T6R3	276	177	187	40	19	11	640	70	194.25	
Floripondio 1000	T6R4	213	201	175	37	14	9	589	60	255.25	
Paico 500 ppm	T7R1	234	212	225	4	3	0	671	7	226.25	
Paico 500 ppm	T7R2	208	294	218	3	2	0	720	5	179.25	
Paico 500 ppm	T7R3	189	245	278	6	4	0	712	10	182.25	
Paico 500 ppm	T7R4	201	234	201	7	1	0	636	8	260.25	
Paico 700 ppm	T8R1	276	189	165	10	7	4	630	21	253.25	
Paico 700 ppm	T8R2	277	167	193	15	5	4	637	24	243.25	
Paico 700 ppm	T8R3	205	248	176	11	4	3	629	18	257.25	
Paico 700 ppm	T8R4	203	188	192	13	7	4	583	24	297.25	
Paico 1000 ppm	T9R1	225	150	186	15	10	8	561	33	310.25	
Paico 1000 ppm	T9R2	222	185	135	17	13	8	542	38	324.25	
Paico 1000 ppm	T9R3	156	176	138	19	8	4	470	31	403.25	
Paico 1000 ppm	T9R4	167	112	131	19	17	9	410	45	449.25	
Brocoli 500 ppm	T10R1	262	299	219	33	21	13	780	67	57.25	
Brocoli 500 ppm	T10R2	221	302	245	43	29	15	768	87	49.25	
Brocoli 500 ppm	T10R3	160	285	232	23	20	15	677	58	169.25	
Brocoli 500 ppm	T10R4	200	272	211	37	20	17	683	74	147.25	
Brocoli 700 ppm	T11R1	277	239	189	46	28	10	705	84	115.25	
Brocoli 700 ppm	T11R2	189	204	189	49	19	14	582	82	240.25	
Brocoli 700 ppm	T11R3	140	245	238	48	23	11	623	82	199.25	
Brocoli 700 ppm	T11R4	172	252	202	39	27	19	626	85	193.25	
Brocoli 1000 ppm	T12R1	189	233	237	49	23	10	659	82	163.25	
Brocoli 1000 ppm	T12R2	145	201	167	41	25	9	513	75	316.25	
Brocoli 1000 ppm	T12R3	138	198	181	53	31	14	517	98	289.25	
Brocoli 1000 ppm	T12R4	154	207	194	41	22	19	555	82	267.25	
Quinoa 500 ppm	T13R1	172	264	199	11	5	0	635	16	253.25	
Quinoa 500 ppm	T13R2	153	329	139	10	6	2	621	18	265.25	
Quinoa 500 ppm	T13R3	173	328	163	8	7	1	664	16	224.25	
Quinoa 500 ppm	T13R4	178	294	177	8	2	0	649	10	245.25	

Quinoa 700 ppm	T14R1	347	264	90	34	22	17	701	73	130.25
Quinoa 700 ppm	T14R2	363	166	85	23	19	19	614	61	229.25
Quinoa 700 ppm	T14R3	200	194	78	22	15	11	472	48	384.25
Quinoa 700 ppm	T14R4	264	187	96	39	25	15	547	79	278.25
Quinoa 1000 ppm	T15R1	234	103	87	69	45	17	424	131	349.25
Quinoa 1000 ppm	T15R2	247	167	91	68	48	33	505	149	250.25
Quinoa 1000 ppm	T15R3	242	162	84	57	51	29	488	137	279.25
Quinoa 1000 ppm	T15R4	185	103	87	60	39	24	375	123	406.25
Tarwi 500 ppm	T16R1	136	278	188	23	13	5	602	41	261.25
Tarwi 500 ppm	T16R2	131	232	201	29	11	4	564	44	296.25
Tarwi 500 ppm	T16R3	158	245	208	41	14	7	611	62	231.25
Tarwi 500 ppm	T16R4	176	264	297	29	14	1	737	44	123.25
Tarwi 700 ppm	T17R1	129	164	200	42	19	13	493	74	337.25
Tarwi 700 ppm	T17R2	160	215	199	46	25	15	574	86	244.25
Tarwi 700 ppm	T17R3	209	207	207	51	18	18	623	87	194.25
Tarwi 700 ppm	T17R4	138	314	131	50	23	20	583	93	228.25
Tarwi 1000 ppm	T18R1	133	83	96	79	39	23	312	141	451.25
Tarwi 1000 ppm	T18R2	112	88	100	81	45	27	300	153	451.25
Tarwi 1000 ppm	T18R3	123	97	84	86	38	35	304	159	441.25
Tarwi 1000 ppm	T18R4	102	93	95	83	45	33	290	161	453.25
Laurel rosa 500 ppm	T19R1	307	296	248	2	2	0	851	4	49.25
Laurel rosa 500 ppm	T19R2	327	287	278	3	5	0	892	8	4.25
Laurel rosa 500 ppm	T19R3	244	245	268	1	3	0	757	4	143.25
Laurel rosa 500 ppm	T19R4	252	264	232	2	1	1	748	4	152.25
Laurel rosa 700 ppm	T20R1	296	232	212	5	4	1	740	10	154.25
Laurel rosa 700 ppm	T20R2	278	300	295	4	5	3	873	12	19.25
Laurel rosa 700 ppm	T20R3	254	222	271	4	2	1	747	7	150.25
Laurel rosa 700 ppm	T20R4	264	209	256	3	7	4	729	14	161.25
Laurel rosa 1000	T21R1	252	276	167	22	11	8	695	41	168.25
Laurel rosa 1000	T21R2	228	254	238	16	16	15	720	47	137.25
Laurel rosa 1000	T21R3	277	222	156	18	20	9	655	47	202.25
Laurel rosa 1000	T21R4	276	174	183	21	12	10	633	43	228.25
Agua destilada	T22R1	407	328	142	0	0	0	877	0	0
Agua destilada	T22R2	413	363	121	0	0	0	897	0	0
Agua destilada	T22R3	523	330	128	0	0	0	981	0	0
Agua destilada	T22R4	436	312	114	0	0	0	862	0	0
Oxamyl	T23R1	5	1	0	35	50	89	6	174	724.25
Oxamyl	T23R2	3	2	0	36	65	25	5	126	773.25
Oxamyl	T23R3	4	3	0	34	23	33	7	90	807.25
Oxamyl	T23R4	2	3	0	45	45	45	5	135	764.25

Anexo 21. Datos reales de la prueba de eclosión de huevos fuera de la masa mucilaginosa

Tratamiento	Huevos iniciales	N° huevos eclosionados						Porcentaje						
		Producto			Agua			Producto	Agua	Producto	Agua	inhibidos	quiescencia	
		27/05/2018	30/05/2018	3/06/2018	6/06/2018	9/06/2018	12/06/2018							
Higuella 500 ppm	T1R1	84	29	21	12	13	5	2	62.00	20	73.81	23.81	2.38	97.62
Higuella 500 ppm	T1R2	99	31	19	14	12	14	6	64.00	32	64.65	32.32	3.03	96.97
Higuella 500 ppm	T1R3	102	31	18	13	15	17	7	62.00	39	60.78	38.24	0.98	99.02
Higuella 500 ppm	T1R4	95	33	21	11	17	9	2	65.00	28	68.42	29.47	2.11	97.89
Higuerilla 700 ppm	T2R1	107	27	14	14	21	19	2	55.00	42	51.40	39.25	9.35	90.65
Higuerilla 700 ppm	T2R2	95	27	15	17	17	13	5	59.00	35	62.11	36.84	1.05	98.95
Higuerilla 700 ppm	T2R3	96	33	16	13	21	7	3	62.00	31	64.58	32.29	3.13	96.88
Higuerilla 700 ppm	T2R4	100	33	17	16	11	13	4	66.00	28	66.00	28.00	6.00	94.00
Higuerilla 1000 ppm	T3R1	101	35	15	9	16	21	1	59.00	38	58.42	37.62	3.96	96.04
Higuerilla 1000 ppm	T3R2	97	28	18	8	15	25	1	54.00	41	55.67	42.27	2.06	97.94
Higuerilla 1000 ppm	T3R3	98	26	15	6	26	21	2	47.00	49	47.96	50.00	2.04	97.96
Higuerilla 1000 ppm	T3R4	94	22	17	11	21	19	3	50.00	43	53.19	45.74	1.06	98.94
Floripondio 500 ppm	T4R1	102	26	24	11	29	5	3	61.00	37	59.80	36.27	3.92	96.08
Floripondio 500 ppm	T4R2	98	25	21	12	22	11	5	58.00	38	59.18	38.78	2.04	97.96
Floripondio 500 ppm	T4R3	99	25	19	14	17	15	1	58.00	33	58.59	33.33	8.08	91.92
Floripondio 500 ppm	T4R4	99	33	18	17	14	13	2	68.00	29	68.69	29.29	2.02	97.98
Floripondio 700 ppm	T5R1	95	27	15	14	26	8	1	56.00	35	58.95	36.84	4.21	95.79
Floripondio 700 ppm	T5R2	110	31	11	17	23	15	3	59.00	41	53.64	37.27	9.09	90.91
Floripondio 700 ppm	T5R3	99	31	13	13	15	24	2	57.00	41	57.58	41.41	1.01	98.99
Floripondio 700 ppm	T5R4	89	27	12	14	17	15	2	53.00	34	59.55	38.20	2.25	97.75
Floripondio 1000 ppm	T6R1	100	29	15	18	19	10	7	62.00	36	62.00	36.00	2.00	98.00
Floripondio 1000 ppm	T6R2	103	22	16	15	21	17	9	53.00	47	51.46	45.63	2.91	97.09
Floripondio 1000 ppm	T6R3	99	22	10	14	22	19	6	46.00	47	46.46	47.47	6.06	93.94
Floripondio 1000 ppm	T6R4	96	20	12	13	25	18	6	45.00	49	46.88	51.04	2.08	97.92
Paico 500 ppm	T7R1	96	31	13	9	16	11	4	53.00	31	55.21	32.29	12.50	87.50
Paico 500 ppm	T7R2	103	33	15	6	20	12	5	54.00	37	52.43	35.92	11.65	88.35
Paico 500 ppm	T7R3	94	31	18	10	22	10	2	59.00	34	62.77	36.17	1.06	98.94
Paico 500 ppm	T7R4	96	31	20	9	16	11	4	60.00	31	62.50	32.29	5.21	94.79
Paico 700 ppm	T8R1	99	25	19	6	24	11	6	50.00	41	50.51	41.41	8.08	91.92
Paico 700 ppm	T8R2	101	27	17	6	19	13	3	50.00	35	49.50	34.65	15.84	84.16
Paico 700 ppm	T8R3	102	21	22	11	23	9	8	54.00	40	52.94	39.22	7.84	92.16
Paico 700 ppm	T8R4	99	24	16	6	24	24	2	46.00	50	46.46	50.51	3.03	96.97
Paico 1000 ppm	T9R1	107	17	13	4	36	26	3	34.00	65	31.78	60.75	7.48	92.52
Paico 1000 ppm	T9R2	103	15	11	4	34	22	7	30.00	63	29.13	61.17	9.71	90.29
Paico 1000 ppm	T9R3	100	17	14	3	33	12	6	34.00	51	34.00	51.00	15.00	85.00
Paico 1000 ppm	T9R4	102	19	11	5	38	16	4	35.00	58	34.31	56.86	8.82	91.18
Brocoli 500 ppm	T10R1	101	33	21	14	12	8	1	68.00	21	67.33	20.79	11.88	88.12
Brocoli 500 ppm	T10R2	99	31	20	17	9	6	4	68.00	19	68.69	19.19	12.12	87.88
Brocoli 500 ppm	T10R3	98	34	23	14	11	9	3	71.00	23	72.45	23.47	4.08	95.92
Brocoli 500 ppm	T10R4	103	39	24	10	11	3	2	73.00	16	70.87	15.53	13.59	86.41
Brocoli 700 ppm	T11R1	98	29	19	8	23	12	0	56.00	35	57.14	35.71	7.14	92.86
Brocoli 700 ppm	T11R2	112	22	22	9	24	22	2	53.00	48	47.32	42.86	9.82	90.18
Brocoli 700 ppm	T11R3	109	37	21	10	14	14	2	68.00	30	62.39	27.52	10.09	89.91
Brocoli 700 ppm	T11R4	99	30	21	11	31	4	0	62.00	35	62.63	35.35	2.02	97.98
Brocoli 1000 ppm	T12R1	107	12	19	14	20	14	2	45.00	36	42.06	33.64	24.30	75.70
Brocoli 1000 ppm	T12R2	109	19	14	14	24	15	1	47.00	40	43.12	36.70	20.18	79.82
Brocoli 1000 ppm	T12R3	97	20	17	13	20	12	3	50.00	35	51.55	36.08	12.37	87.63
Brocoli 1000 ppm	T12R4	98	23	23	12	17	23	0	58.00	40	59.18	40.82	0.00	100.00

Quimua 500 ppm	T13R1	94	25	13	10	16	11	10	48.00	37	51.06	39.36	9.57	90.43
Quimua 500 ppm	T13R2	101	24	16	9	7	21	4	49.00	32	48.51	31.68	19.80	80.20
Quimua 500 ppm	T13R3	96	27	13	7	9	19	9	47.00	37	48.96	38.54	12.50	87.50
Quimua 500 ppm	T13R4	103	28	15	6	9	25	9	49.00	43	47.57	41.75	10.68	89.32
Quimua 700 ppm	T14R1	104	20	4	10	20	33	8	34.00	61	32.69	58.65	8.65	91.35
Quimua 700 ppm	T14R2	98	15	7	5	33	17	7	27.00	57	27.55	58.16	14.29	85.71
Quimua 700 ppm	T14R3	92	14	9	4	18	21	9	27.00	48	29.35	52.17	18.48	81.52
Quimua 700 ppm	T14R4	99	11	11	2	17	23	13	24.00	48	24.24	48.48	27.27	72.73
Quimua 1000 ppm	T15R1	91	10	8	0	29	31	6	18.00	66	19.78	72.53	7.69	92.31
Quimua 1000 ppm	T15R2	104	13	5	0	30	6	3	18.00	39	17.31	37.50	45.19	54.81
Quimua 1000 ppm	T15R3	97	12	7	1	22	37	8	20.00	67	20.62	69.07	10.31	89.69
Quimua 1000 ppm	T15R4	89	9	7	0	12	42	4	16.00	58	17.98	65.17	16.85	83.15
Tarwi 500 ppm	T16R1	104	23	13	0	11	19	9	36.00	39	34.62	37.50	27.88	72.12
Tarwi 500 ppm	T16R2	100	25	11	3	18	18	11	39.00	47	39.00	47.00	14.00	86.00
Tarwi 500 ppm	T16R3	98	25	17	2	15	13	16	44.00	44	44.90	44.90	10.20	89.80
Tarwi 500 ppm	T16R4	99	23	15	1	11	21	13	39.00	45	39.39	45.45	15.15	84.85
Tarwi 700 ppm	T17R1	96	10	8	0	11	21	20	18.00	52	18.75	54.17	27.08	72.92
Tarwi 700 ppm	T17R2	99	10	7	3	18	23	16	20.00	57	20.20	57.58	22.22	77.78
Tarwi 700 ppm	T17R3	97	12	13	2	17	17	12	27.00	46	27.84	47.42	24.74	75.26
Tarwi 700 ppm	T17R4	103	11	12	1	24	17	10	24.00	51	23.30	49.51	27.18	72.82
Tarwi 1000 ppm	T18R1	98	11	7	2	11	22	19	20.00	52	20.41	53.06	26.53	73.47
Tarwi 1000 ppm	T18R2	99	5	3	0	16	17	22	8.00	55	8.08	55.56	36.36	63.64
Tarwi 1000 ppm	T18R3	102	7	2	0	15	27	21	9.00	63	8.82	61.76	29.41	70.59
Tarwi 1000 ppm	T18R4	97	8	9	0	13	26	19	17.00	58	17.53	59.79	22.68	77.32
Laurel rosa 500 ppm	T19R1	98	35	18	12	11	15	0	65.00	26	66.33	26.53	7.14	92.86
Laurel rosa 500 ppm	T19R2	99	34	19	15	9	17	2	68.00	28	68.69	28.28	3.03	96.97
Laurel rosa 500 ppm	T19R3	102	31	21	15	7	23	2	67.00	32	65.69	31.37	2.94	97.06
Laurel rosa 500 ppm	T19R4	99	32	22	16	4	18	4	70.00	26	70.71	26.26	3.03	96.97
Laurel rosa 700 ppm	T20R1	96	33	19	15	11	16	1	67.00	28	69.79	29.17	1.04	98.96
Laurel rosa 700 ppm	T20R2	99	31	11	19	23	13	0	61.00	36	61.62	36.36	2.02	97.98
Laurel rosa 700 ppm	T20R3	98	27	23	15	21	11	1	65.00	33	66.33	33.67	0.00	100.00
Laurel rosa 700 ppm	T20R4	102	23	20	14	11	26	3	57.00	40	55.88	39.22	4.90	95.10
Laurel rosa 1000 ppm	T21R1	101	18	22	17	16	12	9	57.00	37	56.44	36.63	6.93	93.07
Laurel rosa 1000 ppm	T21R2	106	14	15	15	24	22	3	44.00	49	41.51	46.23	12.26	87.74
Laurel rosa 1000 ppm	T21R3	102	10	17	13	29	9	5	40.00	43	39.22	42.16	18.63	81.37
Laurel rosa 1000 ppm	T21R4	97	16	12	12	21	17	3	40.00	41	41.24	42.27	16.49	83.51
Agua destilada	T22R1	103	57	27	18	1	0	0	102.00	1	99.03	0.97	0.00	100.00
Agua destilada	T22R2	104	57	29	18	0	0	0	104.00	0	100.00	0.00	0.00	100.00
Agua destilada	T22R3	98	65	29	4	0	0	0	98.00	0	100.00	0.00	0.00	100.00
Agua destilada	T22R4	97	47	22	28	0	0	0	97.00	0	100.00	0.00	0.00	100.00
Oxamyl	T23R1	98	0	0	0	0	11	11	0.00	22	0.00	22.45	77.55	22.45
Oxamyl	T23R2	102	0	0	0	0	15	9	0.00	24	0.00	23.53	76.47	23.53
Oxamyl	T23R3	97	0	0	0	0	25	5	0.00	30	0.00	30.93	69.07	30.93
Oxamyl	T23R4	93	0	0	0	0	21	8	0.00	29	0.00	31.18	68.82	31.18

Anexo 22. Datos reales de la prueba de movilidad de J2

Tratamiento	Huevos iniciales	N° huevos eclosionados							Porcentaje				
		Producto				Agua			Producto	Agua	Afectados	No afectados	
		27/05/2018	30/05/2018	3/06/2018	6/06/2018	9/06/2018	12/06/2018						
Higueilla 500 ppm T1R1	102	87	5	2	1	0	0	94.00	1.00	92.16	0.98	93.14	6.86
Higueilla 500 ppm T1R2	104	92	4	4	2	0	1	100.00	3.00	96.15	2.88	99.04	0.96
Higueilla 500 ppm T1R3	103	90	4	3	2	1	0	97.00	3.00	94.17	2.91	97.09	2.91
Higueilla 500 ppm T1R4	95	78	2	1	5	2	3	81.00	10.00	85.26	10.53	95.79	4.21
Higuerilla 700 ppm T2R1	107	89	5	1	4	4	1	95.00	9.00	88.79	8.41	97.20	2.80
Higuerilla 700 ppm T2R2	96	78	3	2	4	2	0	83.00	6.00	86.46	6.25	92.71	7.29
Higuerilla 700 ppm T2R3	99	79	5	1	2	4	0	85.00	6.00	85.86	6.06	91.92	8.08
Higuerilla 700 ppm T2R4	104	87	6	2	3	4	1	95.00	8.00	91.35	7.69	99.04	0.96
Higuerilla 1000 ppm T3R1	114	81	5	3	11	7	4	89.00	22.00	78.07	19.30	97.37	2.63
Higuerilla 1000 ppm T3R2	98	71	5	2	8	7	3	78.00	18.00	79.59	18.37	97.96	2.04
Higuerilla 1000 ppm T3R3	97	69	6	1	9	4	5	76.00	18.00	78.35	18.56	96.91	3.09
Higuerilla 1000 ppm T3R4	111	78	7	5	7	6	4	90.00	17.00	81.08	15.32	96.40	3.60
Floripondio 500 ppm T4R1	110	95	7	1	3	2	0	103.00	5.00	93.64	4.55	98.18	1.82
Floripondio 500 ppm T4R2	102	91	3	0	0	1	0	94.00	1.00	92.16	0.98	93.14	6.86
Floripondio 500 ppm T4R3	101	89	6	1	1	2	0	96.00	3.00	95.05	2.97	98.02	1.98
Floripondio 500 ppm T4R4	95	88	3	1	0	2	0	92.00	2.00	96.84	2.11	98.95	1.05
Floripondio 700 ppm T5R1	94	80	4	1	5	3	0	85.00	8.00	90.43	8.51	98.94	1.06
Floripondio 700 ppm T5R2	106	84	5	2	3	7	1	91.00	11.00	85.85	10.38	96.23	3.77
Floripondio 700 ppm T5R3	99	89	3	1	2	1	1	93.00	4.00	93.94	4.04	97.98	2.02
Floripondio 700 ppm T5R4	109	87	4	1	3	1	0	92.00	4.00	84.40	3.67	88.07	11.93
Floripondio 1000 T6R1	108	78	7	1	11	7	2	86.00	20.00	79.63	18.52	98.15	1.85
Floripondio 1000 T6R2	107	80	4	2	5	11	2	86.00	18.00	80.37	16.82	97.20	2.80
Floripondio 1000 T6R3	105	81	4	1	7	9	1	86.00	17.00	81.90	16.19	98.10	1.90
Floripondio 1000 T6R4	99	79	3	1	4	7	4	83.00	15.00	83.84	15.15	98.99	1.01
Paico 500 ppm T7R1	99	74	8	1	5	6	3	83.00	14.00	83.84	14.14	97.98	2.02
Paico 500 ppm T7R2	104	87	5	2	3	3	2	94.00	8.00	90.38	7.69	98.08	1.92
Paico 500 ppm T7R3	97	67	3	0	12	9	2	70.00	23.00	72.16	23.71	95.88	4.12
Paico 500 ppm T7R4	101	74	4	1	8	6	4	79.00	18.00	78.22	17.82	96.04	3.96
Paico 700 ppm T8R1	107	63	7	2	10	6	3	72.00	19.00	67.29	17.76	85.05	14.95
Paico 700 ppm T8R2	105	70	4	1	3	10	4	75.00	17.00	71.43	16.19	87.62	12.38
Paico 700 ppm T8R3	100	70	5	2	6	7	2	77.00	15.00	77.00	15.00	92.00	8.00
Paico 700 ppm T8R4	99	66	8	4	9	2	1	78.00	12.00	78.79	12.12	90.91	9.09
Paico 1000 ppm T9R1	107	65	7	2	9	10	4	74.00	23.00	69.16	21.50	90.65	9.35
Paico 1000 ppm T9R2	105	57	9	5	7	11	3	71.00	21.00	67.62	20.00	87.62	12.38
Paico 1000 ppm T9R3	105	53	6	2	4	13	3	61.00	20.00	58.10	19.05	77.14	22.86
Paico 1000 ppm T9R4	101	60	7	5	11	7	4	72.00	22.00	71.29	21.78	93.07	6.93
Brocoli 500 ppm T10R1	100	79	1	3	7	6	0	83.00	13.00	83.00	13.00	96.00	4.00
Brocoli 500 ppm T10R2	99	78	2	2	6	8	2	82.00	16.00	82.83	16.16	98.99	1.01
Brocoli 500 ppm T10R3	98	81	5	1	7	1	1	87.00	9.00	88.78	9.18	97.96	2.04
Brocoli 500 ppm T10R4	104	81	3	1	10	4	0	85.00	14.00	81.73	13.46	95.19	4.81
Brocoli 700 ppm T11R1	105	83	2	0	13	3	0	85.00	16.00	80.95	15.24	96.19	3.81
Brocoli 700 ppm T11R2	115	79	3	1	9	11	5	83.00	25.00	72.17	21.74	93.91	6.09
Brocoli 700 ppm T11R3	98	77	1	0	6	9	2	78.00	17.00	79.59	17.35	96.94	3.06
Brocoli 700 ppm T11R4	104	83	4	1	7	7	0	88.00	14.00	84.62	13.46	98.08	1.92
Brocoli 1000 ppm T12R1	105	63	7	1	8	9	3	71.00	20.00	67.62	19.05	86.67	13.33
Brocoli 1000 ppm T12R2	105	67	6	1	6	13	6	74.00	25.00	70.48	23.81	94.29	5.71
Brocoli 1000 ppm T12R3	107	73	4	0	5	15	4	77.00	24.00	71.96	22.43	94.39	5.61
Brocoli 1000 ppm T12R4	98	69	5	1	6	10	4	75.00	20.00	76.53	20.41	96.94	3.06

Quinoa 500 ppm	T13R1	105	84	1	1	2	1	0	86.00	3.00	81.90	2.86	84.76	15.24
Quinoa 500 ppm	T13R2	105	89	5	2	1	2	2	96.00	5.00	91.43	4.76	96.19	3.81
Quinoa 500 ppm	T13R3	99	78	2	1	3	1	0	81.00	4.00	81.82	4.04	85.86	14.14
Quinoa 500 ppm	T13R4	105	91	3	1	4	2	0	95.00	6.00	90.48	5.71	96.19	3.81
Quinoa 700 ppm	T14R1	112	88	1	1	2	0	0	90.00	2.00	80.36	1.79	82.14	17.86
Quinoa 700 ppm	T14R2	109	86	2	0	1	6	0	88.00	7.00	80.73	6.42	87.16	12.84
Quinoa 700 ppm	T14R3	106	79	1	0	2	3	0	80.00	5.00	75.47	4.72	80.19	19.81
Quinoa 700 ppm	T14R4	105	73	5	0	0	4	0	78.00	4.00	74.29	3.81	78.10	21.90
Quinoa 1000 ppm	T15R1	113	69	0	0	2	2	2	69.00	6.00	61.06	5.31	66.37	33.63
Quinoa 1000 ppm	T15R2	109	71	4	1	3	7	1	76.00	11.00	69.72	10.09	79.82	20.18
Quinoa 1000 ppm	T15R3	97	66	0	0	3	3	1	66.00	7.00	68.04	7.22	75.26	24.74
Quinoa 1000 ppm	T15R4	100	61	2	1	4	5	0	64.00	9.00	64.00	9.00	73.00	27.00
Tarwi 500 ppm	T16R1	104	65	1	0	2	9	2	66.00	13.00	63.46	12.50	75.96	24.04
Tarwi 500 ppm	T16R2	99	55	2	0	1	3	1	57.00	5.00	57.58	5.05	62.63	37.37
Tarwi 500 ppm	T16R3	103	67	1	0	1	5	0	68.00	6.00	66.02	5.83	71.84	28.16
Tarwi 500 ppm	T16R4	102	62	0	0	0	7	0	62.00	7.00	60.78	6.86	67.65	32.35
Tarwi 700 ppm	T17R1	105	55	0	0	2	2	3	55.00	7.00	52.38	6.67	59.05	40.95
Tarwi 700 ppm	T17R2	105	53	0	0	1	5	5	53.00	11.00	50.48	10.48	60.95	39.05
Tarwi 700 ppm	T17R3	98	50	1	0	2	3	4	51.00	9.00	52.04	9.18	61.22	38.78
Tarwi 700 ppm	T17R4	101	56	0	0	0	5	5	56.00	10.00	55.45	9.90	65.35	34.65
Tarwi 1000 ppm	T18R1	109	48	0	0	7	4	5	48.00	16.00	44.04	14.68	58.72	41.28
Tarwi 1000 ppm	T18R2	98	42	0	0	2	8	4	42.00	14.00	42.86	14.29	57.14	42.86
Tarwi 1000 ppm	T18R3	105	46	0	0	3	8	4	46.00	15.00	43.81	14.29	58.10	41.90
Tarwi 1000 ppm	T18R4	103	49	0	0	5	8	3	49.00	16.00	47.57	15.53	63.11	36.89
Laurel rosa 500 ppm	T19R1	107	92	5	4	1	3	0	101.00	4.00	94.39	3.74	98.13	1.87
Laurel rosa 500 ppm	T19R2	105	90	7	3	3	1	0	100.00	4.00	95.24	3.81	99.05	0.95
Laurel rosa 500 ppm	T19R3	99	84	5	3	2	4	0	92.00	6.00	92.93	6.06	98.99	1.01
Laurel rosa 500 ppm	T19R4	106	89	6	2	3	3	1	97.00	7.00	91.51	6.60	98.11	1.89
Laurel rosa 700 ppm	T20R1	107	81	5	2	2	7	5	88.00	14.00	82.24	13.08	95.33	4.67
Laurel rosa 700 ppm	T20R2	105	84	6	1	6	6	0	91.00	12.00	86.67	11.43	98.10	1.90
Laurel rosa 700 ppm	T20R3	95	81	2	1	1	3	3	84.00	7.00	88.42	7.37	95.79	4.21
Laurel rosa 700 ppm	T20R4	102	86	5	2	3	3	2	93.00	8.00	91.18	7.84	99.02	0.98
Laurel rosa 1000	T21R1	109	73	3	2	11	10	5	78.00	26.00	71.56	23.85	95.41	4.59
Laurel rosa 1000	T21R2	102	71	3	3	9	3	7	77.00	19.00	75.49	18.63	94.12	5.88
Laurel rosa 1000	T21R3	105	69	4	1	9	10	8	74.00	27.00	70.48	25.71	96.19	3.81
Laurel rosa 1000	T21R4	101	75	2	2	6	11	1	79.00	18.00	78.22	17.82	96.04	3.96
Agua destilada	T22R1	99	87	9	3	0	0	0	99.00	0.00	100.00	0.00	100.00	0.00
Agua destilada	T22R2	98	88	5	4	1	0	0	97.00	1.00	98.98	1.02	100.00	0.00
Agua destilada	T22R3	104	91	9	3	1	0	0	103.00	1.00	99.04	0.96	100.00	0.00
Agua destilada	T22R4	102	90	6	6	0	0	0	102.00	0.00	100.00	0.00	100.00	0.00
Oxamyl	T23R1	99	0	0	0	0	0	11	0.00	11.00	0.00	11.11	11.11	88.89
Oxamyl	T23R2	101	0	0	0	1	5	7	0.00	13.00	0.00	12.87	12.87	87.13
Oxamyl	T23R3	104	0	0	0	0	4	8	0.00	12.00	0.00	11.54	11.54	88.46
Oxamyl	T23R4	97	0	0	0	1	6	3	0.00	10.00	0.00	10.31	10.31	89.69

Anexo 23. Datos reales de los parámetros de invernadero

Tratamiento	Peso fresco follaje (g)	Altura (cm)	Peso fresco raíz (g)	Peso seco follaje (g)	Grado de nodulación		N° J2/ 100 cc suelo	Total J2 en solución	Total J2 / g de raíces	Población final	Tasa producción (P/Pi)	
					PIM	ZECK						
Sin nematodos	T1R1	22.9	34.0	12.1	2.8	0	0	0	0	0	0	0.0
Sin nematodos	T1R2	45.0	46.0	27.0	4.8	0	0	0	0	0	0	0.0
Sin nematodos	T1R3	43.0	42.0	15.7	4.8	0	0	0	0	0	0	0.0
Sin nematodos	T1R4	28.7	40.5	14.0	3.3	0	0	0	0	0	0	0.0
Sin nematodos	T1R5	41.9	45.5	25.0	4.4	0	0	0	0	0	0	0.0
Sin nematodos	T1R6	31.9	42.0	20.0	4.0	0	0	0	0	0	0	0
Tarwi 2000 ppm	T2R1	11.8	32.0	16.3	1.5	5	6.0	30	88000	5399	88450	4.4
Tarwi 2000 ppm	T2R2	12.7	29.2	15.1	1.5	5	7.0	30	95000	6291	95450	4.8
Tarwi 2000 ppm	T2R3	9.8	28.0	10.0	1.1	5	7.0	60	60000	6000	60900	3.0
Tarwi 2000 ppm	T2R4	16.1	29.0	14.5	1.8	5	7.0	55	79000	5448	79825	4.0
Tarwi 2000 ppm	T2R5	18.0	28.0	8.1	1.9	5	6.0	40	90000	11111	90600	5
Tarwi 3 500 ppm	T3R1	11.1	25.0	10.6	1.3	5	6.0	25	87000	8208	87375	4.4
Tarwi 3 500 ppm	T3R2	14.1	24.0	14.2	1.4	5	7.0	20	98000	6901	98300	4.9
Tarwi 3 500 ppm	T3R3	25.0	30.5	11.4	3.1	5	7.0	10	46000	4035	46150	2.3
Tarwi 3 500 ppm	T3R4	9.0	23.0	11.5	0.9	5	6.0	10	75000	6522	75150	3.8
Tarwi 3 500 ppm	T3R5	19.1	37.0	10.3	2.3	5	7.0	10	13000	1262	13150	0.7
Tarwi 3 500 ppm	T3R6	18.3	31.0	9.5	2.1	5	6.0	30	92000	9684	92450	5
Tarwi 5000 ppm	T4R1	27.8	34.0	19.4	3.0	5	4.0	10	1000	52	1150	0.1
Tarwi 5000 ppm	T4R2	25.8	35.0	14.1	2.5	5	6.0	30	8000	567	8450	0.4
Tarwi 5000 ppm	T4R3	16.8	29.5	14.3	1.8	5	4.0	20	3000	210	3300	0.2
Tarwi 5000 ppm	T4R4	22.5	31.0	16.5	2.6	5	4.0	0	8000	485	8000	0.4
Tarwi 5000 ppm	T4R5	22.9	33.3	15.3	3.0	5	3.0	0	1000	65	1000	0.1
Tarwi 5000 ppm	T4R6	16.3	33.5	16.3	2.2	5	4.0	0	2200	135	2200	0
Quínuia 2 000 ppm	T5R1	17.7	26.3	15.5	1.9	5	7.0	60	109000	7032	109900	5.5
Quínuia 2 000 ppm	T5R2	21.0	35.2	14.7	2.2	5	7.0	60	100000	6803	100900	5.0
Quínuia 2 000 ppm	T5R3	11.4	31.6	7.6	1.4	5	7.0	70	82000	10789	83050	4.2
Quínuia 2 000 ppm	T5R4	7.3	22.0	7.8	0.9	5	7.0	79	138000	17692	139185	7.0
Quínuia 2 000 ppm	T5R5	20.0	40.8	10.5	2.4	5	7.0	90	107000	10190	108350	5.4
Quínuia 2 000 ppm	T5R6	19.2	30.2	8.5	2.1	5	7.0	50	87000	10235	87750	4
Quínuia 3 500 ppm	T6R1	10.9	31.2	10.4	1.3	5	6.0	35	98000	9423	98525	4.9
Quínuia 3 500 ppm	T6R2	16.8	29.5	12.0	1.8	5	5.0	40	76000	6333	76600	3.8
Quínuia 3 500 ppm	T6R3	20.0	36.0	17.0	2.3	5	7.0	40	79000	4647	79600	4.0
Quínuia 3 500 ppm	T6R4	11.3	27.6	11.5	1.3	5	7.0	70	80000	6957	81050	4.1
Quínuia 3 500 ppm	T6R5	10.8	26.4	12.2	1.2	5	7.0	50	92000	7541	92750	4.6
Quínuia 3 500 ppm	T6R6	16.8	29.5	17.0	1.8	5	7.0	110	137000	8059	138650	7
Quínuia 5 000 ppm	T7R1	6.9	15.5	10.4	1.6	5	5.0	40	72000	6923	72600	3.6
Quínuia 5 000 ppm	T7R2	21.9	30.5	22.3	2.3	5	5.0	35	60000	2691	60525	3.0
Quínuia 5 000 ppm	T7R3	8.4	24.0	7.3	1.0	5	6.0	20	34000	4658	34300	1.7
Quínuia 5 000 ppm	T7R4	21.0	35.0	12.0	2.7	5	5.0	40	40000	3333	40600	2.0
Quínuia 5 000 ppm	T7R5	20.5	43.0	11.0	2.4	5	3.0	30	41000	3727	41450	2.1
Quínuia 5 000 ppm	T7R6	18.8	36.0	14.9	2.1	5	4.0	25	35400	2376	35775	2
Con nematodos	T8R1	9.1	26.0	5.3	1.1	5	7.0	150	211000	39811	213250	10.7
Con nematodos	T8R2	10.2	27.6	4.8	1.2	5	7.0	100	117000	24375	118500	5.9
Con nematodos	T8R3	9.1	26.0	4.4	0.9	5	7.0	101	133000	30227	134515	6.7
Con nematodos	T8R4	18.9	35.6	6.6	2.2	5	8.0	79	192000	29091	193185	9.7
Con nematodos	T8R5	9.2	29.0	5.5	1.0	5	8.0	110	107000	19455	108650	5.4
Con nematodos	T8R6	13.6	34.0	5.0	1.6	5	7.0	20	135000	27000	135300	7
Oxamyl	T9R1	23.7	28.0	15.5	2.1	5	4	20	1000	65	1300	0.1
Oxamyl	T9R2	21.2	31.0	10.8	2.2	5	2	0	4000	370	4000	0.2
Oxamyl	T9R3	32.4	35.0	9.2	3.2	5	3	0	3000	326	3000	0.2
Oxamyl	T9R4	19.6	32.0	10.9	2.1	5	1	0	1200	110	1200	0.1
Oxamyl	T9R5	30.7	46.0	24.0	3.4	5	4	10	3000	125	3150	0.2
Oxamyl	T9R6	19.2	36.5	13.7	2.0	5	2	0	5000	365	5000	0.3
Oxamyl	T9R7	23.9	39.5	18.3	2.6	5	2	28	1200	66	1620	0